

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

## **ANESTESIA EM MAMÍFEROS EXÓTICOS**

Francisca Alexandra Teixeira de Sousa

Orientadora:

**Prof.<sup>a</sup> Dra. Margarida Duarte Cerqueira Martins de Araújo**

Coorientador:

**Dr. Xavier Valls Badia**

Porto 2018

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

## **ANESTESIA EM MAMÍFEROS EXÓTICOS**

Francisca Alexandra Teixeira de Sousa

Orientadora:

**Prof.<sup>a</sup> Dra. Margarida Duarte Cerqueira Martins de Araújo**

Coorientador:

**Dr. Xavier Valls Badia**

Porto 2018

## Resumo

O presente relatório final foi realizado no âmbito do estágio final do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária do ICBAS-UP. Tem como objetivo principal rever a abordagem à anestesia de mamíferos exóticos discutindo e comparando os protocolos usados durante o estágio curricular com os referidos pela bibliografia mais recente.

O estágio de dezasseis semanas foi realizado na *Clínica Veterinaria Exotics* em Barcelona. Neste período, além de alargar conhecimentos na área de medicina de animais exóticos (mamíferos, aves e répteis), tive oportunidade de contactar com diversas espécies de animais e suas particularidades. Acompanhei o corpo clínico em consultas de rotina e emergência, no tratamento e procedimentos efetuados em animais (incluindo animais em estado crítico), exames de diagnóstico (radiografias, ecografias, analítica) e cirurgias. Além de toda a aprendizagem clínica e cirúrgica, tive ainda a oportunidade de conhecer uma realidade de trabalho diferente, num país estrangeiro.

A escolha deste tema deveu-se ao meu interesse pela área dos animais exóticos e pela constatação da importância da anestesia neste contexto - uma prática diária, com muitas variações e especificidades. Dentro das atividades realizadas como estagiária, o facto dos momentos de monitorização anestésica de mamíferos exóticos exigirem uma grande responsabilidade e atenção de toda a equipa, fizeram crescer o meu interesse pela área.

Considero que os objetivos propostos foram atingidos, uma vez que tive não só a oportunidade de desenvolver a minha paixão por medicina e cirurgia de animais exóticos, como ainda consegui aprofundar um tema que considero essencial nesta área: a anestesia de mamíferos exóticos.

## Agradecimentos

Em primeiro lugar, quero agradecer aos meus pais por me terem proporcionado a oportunidade de seguir o sonho de ser médica veterinária. Por toda a paciência que tiveram durante o percurso e por todos os esforços que tiveram que fazer para que eu chegasse até aqui. Obrigada também à minha irmã que mesmo estando longe, sempre me apoiou e sempre se mostrou disponível para me ajudar no que fosse preciso.

Aos meus amigos, Ana Cabete, Ana Grave, Diogo Dias, Eulália Alves e Sofia Batista, por serem os meus pilares durante todo o curso, por todos bons momentos vividos e que estão por viver, por todas as angústias partilhadas e todos os “não vou passar” ditos que afinal se traduziram num “passámos todos”. Agradeço também a todos os colegas de curso por todo o companheirismo demonstrado.

À minha orientadora Professora Doutora Margarida Araújo por todas as críticas construtivas, pelas boas sugestões e por me ajudar a manter a calma, tomar decisões e me ter apoiado sempre antes, durante e após o estágio curricular.

A todos os professores do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária que me deram as ferramentas para que eu conseguisse chegar até aqui, pelos conhecimentos e confiança que me ajudaram a adquirir.

A todo o corpo clínico da *Clínica Veterinària Exòtics* por me terem feito sentir em casa enquanto estive em Barcelona. Aos doutores Xavi, Marta, Anna, Crístofer, Raquel e Javi e também à auxiliar Sílvia por responderem a todas as minhas questões e por todo o conhecimento partilhado durante o estágio curricular. Obrigada também a todos os estagiários que partilharam comigo este período.

*“Like the marathon, life can sometimes be difficult, challenging and present obstacles, however if you believe in your dreams and never ever give up, things will turn out for the best.”*

Meb Keflezighi

## Abreviaturas

**°C** - Grau celsius

**ALT** - Alanina aminotransferase

**bpm** - Batimentos por minuto

**Ca** - Cálcio

**dL** - Decilitro

**EV** - Endovenoso

**FA** - Fosfatase Alcalina

**FC** - Frequência Cardíaca

**FR** - Frequência Respiratória

**G** - Gauge

**GABA** - Ácido Gama-aminobutírico

**gr** - Grama

**Ht** - Hematócrito

**IM** - Intramuscular

**IO** - Intraósseo

**IP** - Intraperitoneal

**kg** - Quilograma

**LR** - Lactato de Ringer

**mg** - Miligrama

**mL** - Mililitro

**mm** - Milímetro

**NMDA** - N-metil D-Aspartato

**P** - Fósforo

**rpm** - Respirações por minuto

**SC** - Subcutâneo

**SNC** - Sistema Nervoso Central

**U/L** - Unidades por litro

## Índice

Resumo.....	iii
Agradecimentos.....	iv
Abreviaturas.....	v
Índice.....	vi
1. Anestesia em animais exóticos	
1.1 Introdução.....	1
1.2 Anestesia Fixa.....	5
1.3 Anestesia Inalatória.....	8
1.4 Outros Fármacos.....	9
1.5 Monitorização Anestésica.....	9
2. Anestesia em coelhos	
2.1 Considerações gerais.....	11
2.2 Pré-medicação, indução e manutenção.....	12
2.3 Recuperação.....	14
3. Anestesia em roedores ( <i>Cavia porcellus</i> , <i>Chinchilla lanigera</i> , <i>Meriones unguiculatus</i> , <i>Phodopus roborovskii</i> , <i>Rattus novergicus</i> )	
3.1 Considerações gerais.....	15
3.2 Pré-medicação, indução e manutenção.....	16
3.3 Recuperação.....	18
4. Anestesia em Furões	
4.1 Considerações gerais.....	19
4.2 Pré-medicação, indução e manutenção.....	21
4.3 Recuperação.....	23
5. Anestesia de outras espécies ( <i>Atelerix albiventris</i> , <i>Sus scrofa domesticus</i> , <i>Suricata suricatta</i> ).....	23
6. Conclusão.....	26
Bibliografia.....	27
Anexos	
Anexo I - Tabelas.....	31
Anexo II - Figuras.....	33

## 1. Anestesia em animais exóticos

### 1.1 Introdução

O gosto pela medicina e cirurgia de animais exóticos demonstrado desde os primeiros anos do curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária e a pouca frequência com que esta área é abordada, fez com que a decisão em estagiar neste âmbito fosse fácil de tomar. A escolha do tema anestesia deveu-se à responsabilidade sentida durante o estágio curricular em monitorizar animais anestesiados e também devido ao gosto pela cirurgia.

Os pacientes exóticos são normalmente agrupados em mamíferos, aves, répteis, anfíbios e peixes. Tendo estes grupos características e particularidades muito distintas, todos os dias o médico veterinário depara-se com novos desafios. Como os pacientes exóticos não têm habitualmente uma ligação tão próxima com o seu tutor como um cão ou um gato, este terá mais dificuldade em identificar alterações no animal, ou quando as deteta pode ser já numa fase bastante avançada. Por esta razão é fundamental a recolha de uma anamnese completa, que permita obter uma melhor aproximação ao diagnóstico e, idealmente, poder instituir um tratamento eficaz.

A maior parte dos mamíferos exóticos ocupa o lugar de presa na cadeia alimentar, sendo por isso natural que se sintam ameaçados com facilidade. Nessa circunstância a resposta destes animais ao stress pode ser extrema, tendo já sido relatados ataques cardíacos em coelhos como resposta a ruídos ou movimentos mais bruscos (Longley, 2008). Compreende-se assim que a sedação/anestesia em animais exóticos seja utilizada diariamente para: a) realizar procedimentos cirúrgicos; b) imobilizar os animais para permitir a realização de exames complementares (radiografia, ecografia, etc.) ou pequenos procedimentos (recolha de sangue, colocação de cateter, etc.) e c) permitir a realização de um exame físico completo, como acontece frequentemente quando se quer avaliar ouriços-pigmeus-africanos (*Atelerix albiventris*).

Durante o estágio na *Clínica Veterinària Exòtics*, observei vários procedimentos e cirurgias em que foi necessário sedar/anestesiá-los os animais, tendo sido os mais comuns:

#### 1) Em coelhos (*Oryctolagus cuniculus*):

- Ovariohisterectomias (presenciei cerca de 25): são a cirurgia mais frequente, pois a partir dos quatro anos de idade há uma grande probabilidade de aparecerem adenocarcinomas uterinos (Klaphake & Paul-Murphy 2012);

- Orquiectomias (presenciei cerca de 15): as neoplasias são raras, sendo normalmente a cirurgia executada por convivência (coabitação com fêmeas) ou por razões comportamentais;

- Problemas dentários: 12 sedações para corte de incisivos e cirurgias para cortes de dentes molares (10 casos) e 5 abscessos por sobrecrecimento dentário.

- Outros: 2 osteotomias de canal auricular, 1 enucleação ocular e 1 gastrotomia para remoção de conteúdo gástrico impactado.

2) Nos roedores:

- *Cavia porcellus* (Porquinho-da-índia): 1 cirurgia de remoção de tricofolículo; 1 para remoção de neoplasia adjacente à tireoide; 1 orquiectomia com remoção de nódulos cutâneos; 4 sedações para corte de incisivos; 3 anestésias para corte de dentes molares e 2 sedações para realização de ecografia com recolha de urina por cistocentese;

- *Chinchilla lanigera* (Chinchila): 2 sedações para corte de incisivos.

- *Meriones unguiculatus* (Gerbo ou Esquilo-da-mongólia): 3 orquiectomias; 1 cirurgia para remoção de um tumor na glândula ventral; 1 amputação de membro posterior e ainda cerca de 3 sedação para corte de incisivos.

- *Phodopus roborovskii* (Hamster Roborovski): 1 orquiectomia; 1 sedação para corte de incisivos e outra para permitir a realização de uma radiografia.

- *Rattus norvegicus* (Ratazana): 2 remoções de nódulos subcutâneos; 1 ovariectomia de uma fêmea gestante e 1 toracocentese.

3) Nos furões (*Mustela putorius*): 2 laparotomias exploratórias para recolha de biópsias de gânglios linfáticos mesentéricos; 1 de biópsia de massa oral e 1 remoção de tumor perianal. Observei também sedações para colocação de *microchip* ou implantes hormonais.

4) Outros: com menos frequência apareceram na clínica outras espécies como o *Atelerix albiventris* (Ouriço-pigmeu-africano), *Sus scrofa domesticus* (Porco doméstico) e *Suricata suricata* (Suricata). No caso da espécie *Atelerix albiventris*, a sedação foi importante para poder proceder a um exame físico completo / fiável, para conseguir obter boas imagens radiográficas (figura 1) e uma tarsorrafia; o animal da espécie *Sus scrofa domesticus* foi trazido à clínica para corte de unhas e o *Suricata suricata* foi sedado para realizar uma radiografia. Alguns dias depois foi anestesiado para a realização de uma ovariectomia.

Antes de proceder à anestesia, é importante verificar se o animal se encontra estável e em condições de suportar tal intervenção. Como ocasionalmente o exame físico se torna limitado (devido ao *stress* ou até mesmo ao tamanho dos animais como é o caso dos hamsters), fazer uma boa anamnese é fundamental para concluir acerca da saúde e nutrição do paciente. Deve-se perguntar acerca do ambiente em que o animal está inserido, onde costuma passar mais tempo, o que come e se as fezes e urina têm sido normais.

Como o exame físico pode ser limitado em alguns animais, é importante ser metódico e recolher toda a informação possível, mesmo sabendo que a atitude provavelmente vai estar alterada no momento da consulta, não sendo por isso muito informativa. Os parâmetros essenciais a avaliar serão:



a) O peso exato do paciente (tabela 2) - fundamental para calcular a dose certa de anestésico a usar. Como alguns mamíferos exóticos têm baixo peso, é muito importante ter uma balança adequada, com escala na ordem dos grama/miligrama (figura 2).

b) Verificar o grau de desidratação do animal e a cor das suas mucosas - muito importante porque pode revelar a necessidade de repor a volémia antes de iniciar um protocolo anestésico, pois a baixa volémia vai comprometer a função cardíaca e renal do animal, assim como a metabolização dos fármacos utilizados.

c) Verificar a função cardíaca e respiratória - fazendo uma auscultação cuidada (tabela 2). Com ela podemos despistar certas arritmias ou alterações cardíacas, essenciais para selecionar os fármacos a utilizar para uma correta sedação/anestesia, pois alguns deles têm implicações na atividade cardiopulmonar. São exemplos: 1) os agonistas adrenérgicos  $\alpha_2$ , que estão associados à bradicardia; 2) a quetamina, que provoca o aumento da frequência cardíaca, da contractilidade do miocárdio e da resistência vascular periférica (Lichtenberger & Ko 2007) e 3) os opióides, que causam depressão respiratória (Kukanich & Wiese 2015).

d) Realizar uma palpação abdominal - apesar de existirem mamíferos exóticos demasiado pequenos ou nervosos a tentativa é válida pelo facto de poder dar informações importantes. Através dela podem diagnosticar-se massas abdominais que não estejam a causar sintomatologia ou alterações no trato gastrointestinal (Longley 2008).

Assim, apesar de poder estar dificultado, o exame físico deve proporcionar uma informação geral acerca do peso, condição corporal, percentagem de hidratação, palpação abdominal e auscultação cardiopulmonar (Lafferty 2016).

Mas para obter mais informações acerca do estado atual do animal está indicada a realização pré-anestésica de análises sanguíneas. Calcular o hematócrito (Ht) do animal, avaliar as proteínas totais (PT) e outros parâmetros sanguíneos vão ser essenciais para perceber se existe anemia e vão dar informações acerca do estado de hidratação e nutrição do animal, permitindo estabilizá-lo antes de qualquer intervenção cirúrgica, para além de possibilitar melhores escolhas anestésicas. Na seleção dos fármacos é ainda vantajoso saber se existe dano da função hepática e renal pois muitos dos fármacos utilizados têm metabolização hepática (butorfanol) ou podem influenciar a perfusão renal e consequentemente a excreção do fármaco (medetomidina causa hipotensão, não sendo por isso recomendada em animais com alterações renais) (Longley 2008). No entanto, como os mamíferos exóticos podem ter um tamanho muito reduzido, a dificuldade em recolher sangue aumenta, podendo em alguns casos estar indicada a sua sedação (Quesenberry *et al.* 2012). Ao desafio técnico (seleção do local, treino necessário para puncionar vasos muito finos, etc.)

acresce a dificuldade de só se poder retirar no máximo 10% do volume sanguíneo total sem que se verifiquem efeitos adversos num animal saudável. Sabendo que o volume total de sangue de cada pequeno mamífero estão apresentados na tabela 2 e que se se tratar de um animal doente ou hipovolémico o volume a retirar terá de ser reduzido (Longley 2008), o número de análises a realizar será limitado. Mas mesmo com todas as limitações indicadas, os parâmetros avaliados antes de uma anestesia devem, no mínimo incluir: HT, PT e glucose sanguínea como indicado por Lafferty no caso dos coelhos e furões (Lafferty 2016). Na prática clínica, verificámos que esta avaliação pré-cirúrgica era mais frequentemente realizada em coelhos, sendo geralmente avaliados os seguintes parâmetros: Ht, PT, albumina, glicose, creatinina, ureia, FA, ALT, bilirrubina, Ca e P (tabela 1). Se os valores estiverem alterados, a causa deve ser identificada e corrigida. Caso a cirurgia seja considerada urgente e não seja possível corrigir os valores alterados em tempo útil, deve-se tentar estabilizar o animal desidratado e / ou fisicamente desnutrido. Nestas circunstâncias será necessário selecionar cuidadosamente quer os fármacos quer as doses a administrar. Para estabilizar um animal, recorre-se normalmente à fluidoterapia, administrada em infusão contínua ou bolus SC, de acordo com a percentagem de desidratação do animal. Na prática clínica é comum administrar fluidos em infusão contínua com o auxílio de uma seringa infusora (60ml), que permite a administração de pequenos volumes (figura 3). Alternativamente, se não for possível um acesso endovenoso ou se estiver indicada uma reidratação mais lenta é possível administrar fluídos por via SC, uma técnica designada por hipodermoclise. Se o animal se encontrar desnutrido deve ser implementada a sua alimentação forçada, uma prática particularmente importante em coelhos, porquinhos-da-índia e outros herbívoros, que se não comerem por um período de tempo prolongado podem vir a ter problemas gastrointestinais (estase gastrointestinal), problemas dentários ou comportamentais (Campbell-Ward 2012). Na prática clínica essa alimentação forçada é administrada com seringas de 1 mL com um alimento líquido que pode ser preparado com produtos comerciais previamente formulados, ou com a ração do animal triturada com água até obtenção da textura desejada.

Depois de avaliar o estado geral do animal o médico veterinário deve selecionar os fármacos e as doses a administrar, um desafio maior para os profissionais que se dedicam à medicina e cirurgia de mamíferos exóticos. Estes devem ter sempre em consideração se se trata de um procedimento de curta ou longa duração, se vai ser mais ou menos doloroso e se o animal tem alguma particularidade que desaconselhe a utilização de determinados fármacos, como por exemplo a xilazina (agonista  $\alpha_2$  adrenérgico menos seletivo), que aumenta o tônus muscular do útero e provoca a sua contração (Murrell 2015), logo não deve ser usado em fêmeas gestantes (Longley 2008). Assim, apesar de existirem algumas orientações genéricas, não há consenso na bibliografia acerca das doses a utilizar para as espécies mais comuns de

mamíferos exóticos. É contudo consensual que as doses utilizadas em cães e gatos não devem ser extrapoladas para pequenos mamíferos, pois estes têm taxas metabólicas mais elevadas, que vão alterar o metabolismo dos fármacos utilizados (Longley 2008). Mas, tal como nessas espécies, é vantajoso utilizar uma anestesia balanceada, recorrendo à associação de vários fármacos. Desta forma tira-se partido do efeito sinérgico entre eles, sendo assim possível reduzir a dose total de cada fármaco, diminuindo o risco anestésico e os efeitos adversos de cada um deles. Uma vez que os anestésicos mais frequentemente utilizados variam de acordo com a espécie, estes serão referidos nas secções seguintes tendo em consideração quer a espécie quer o procedimento - considerando os procedimentos mais frequentemente realizados. Assim, neste relatório será possível encontrar no Anexo I uma tabela destinada a cada espécie que irá comparar as doses descritas no “Exotic Animal Formulary, ed. 2018” com as mais frequentemente utilizadas durante o estágio curricular realizado na *Clinica Veterinaria Exotics*, em Barcelona. As doses indicadas são orientativas, sendo sempre necessário adequar à resposta individual de cada animal. A analgesia será também brevemente referida pois existem fármacos anestésicos com propriedades analgésicas, e alguns analgésicos contribuem para a elaboração de protocolos anestésicos balanceados.

## 1.2 Anestesia Fixa

Existem diversos grupos de fármacos utilizados na anestesia de mamíferos exóticos que devem ser conjugados para conseguir a almejada anestesia balanceada. As benzodiazepinas, como o midazolam, são utilizadas para ligeiras sedações e permitem a realização de pequenos procedimentos. São modeladores alostéricos positivos dos recetores GABA<sub>A</sub>, ou seja, permitem entrada de cloro, o que provoca uma hiperpolarização do neurónio pós-sináptico e conseqüentemente a inibição da sua despolarização reduzindo a atividade do sistema nervoso central (Whittem *et al.* 2015). Deste modo, a depressão do SNC causada pelas benzodiazepinas provoca um efeito sedativo, ansiolítico, anticonvulsivo e de relaxamento muscular (Rankin 2015). As benzodiazepinas podem ser associadas aos opióides para aumentar a sedação e analgesia provocada ou com agentes dissociativos para proporcionar algum relaxamento muscular (Longley 2008). Esta classe de fármacos tem como vantagem adicional o facto de ter um antagonista, o flumazenilo - um fármaco capaz de contrariar o efeito das benzodiazepinas, por exemplo numa situação de sobredosagem (Whittem *et al.* 2015). A alfaxalona é um esteroide neuroativo que, tal como as benzodiazepinas, tem um efeito de modelador alostérico positivo nos recetores GABA<sub>A</sub> (Whittem *et al.* 2015). Provoca também um efeito depressor no SNC, no entanto em elevadas concentrações comporta-se como agonista do GABA, provocando um efeito semelhante aos barbitúricos (Berry 2015).

Outro grupo muito utilizado nos protocolos anestésicos de mamíferos exóticos são os agonistas  $\alpha_2$  adrenérgicos (medetomidina, xilazina, dexmedetomidina etc.). Estes fármacos promovem analgesia, sedação e relaxamento muscular (Lichtenberger & Ko 2007). Os  $\alpha_2$  encontram-se nos neurónios pré-sinápticos do SNC (provocando os efeitos já referidos), plaquetas, terminais nervosos adrenérgicos e colinérgicos, algum músculo liso vascular e células adiposas (McMurphy *et al.* 2018). Enquanto que os adrenoreceptores  $\alpha_1$  se encontram na maioria do músculo liso vascular, músculo dilatador das pupilas, cápsula esplénica e músculo liso da uretra (McMurphy *et al.* 2018). Cada agonista tem uma seletividade particular, logo alguns agonistas dos recetores  $\alpha_2$  podem também ativar recetores  $\alpha_1$ , causando alguma excitação ou rigidez muscular nos animais. Estes efeitos adversos podem ser evitados com o uso de agonistas  $\alpha_2$  mais seletivos, como é o caso da dexmedetomidina (Rankin 2015). A ligação destes agonistas aos recetores metabotrópicos  $\alpha_2$  promove a ativação da proteína  $G_i$  que vai inibir a adenilciclase, diminuindo a quantidade de AMPc na célula. Este efeito inibitório pode então traduzir-se na diminuição da libertação pré-sináptica de neurotransmissores centrais excitatórios, causando assim sedação (Rankin 2015). A maior preocupação do uso desta classe de fármacos são os seus efeitos cardiovasculares, uma vez que provocam bradicardia e diminuição do *output* cardíaco (Rankin 2015), não sendo indicado o seu uso em animais geriátricos (Baetge & Matthews 2012). É também desaconselhado o seu uso em animais com insuficiência hepática e renal (Varga 2014), pois a sua metabolização é principalmente hepática (*N*-metilação, hidroxilação e conjugação) e a sua excreção urinária (Eilers & Yost 2015). Para contrabalançar estes efeitos indesejáveis, os agonistas  $\alpha_2$  são frequentemente associados a outros fármacos. Um estudo em coelhos demonstrou que a associação de medetomidina com quetamina resultava numa melhor sedação que a associação com fentanil e midazolam, que era a combinação que causava menos efeitos cardiovasculares (Lichtenberger & Ko 2007). Contudo, caso surjam efeitos adversos associados à administração de um agonista  $\alpha_2$  ou se pretenda terminar o seu efeito sedativo, é vantajoso o facto de existirem antagonistas, como o atipamezol, que poderão ser usados para reverter o efeito observado (Longley 2008).

A quetamina é um agente dissociativo usado nos protocolos anestésicos dos mamíferos exóticos, como indutor. Causa a dissociação do sistema tálamo-cortical com o sistema límbico, provocando um estado de catalepsia em que o reflexo de deglutição se mantém, os olhos permanecem abertos e se verifica hipertonia muscular (Whittem *et al.* 2015). É um antagonista dos recetores ionotrópicos NMDA, que ao impedir ligação do glutamato (neurotransmissor excitatório) provoca depressão dos sistemas tálamo-cortical, límbico e reticular (Berry 2015). Pensa-se que também atue sobre os recetores opióides (promovendo um efeito analgésico), impeça a recaptação das monoaminas (contribuindo para antinocicepção) e seja antagonista

de recetores colinérgicos (muscarínicos e nicotínicos), entre outros (Berry 2015). Deve ser administrada em conjunto com relaxantes musculares, por exemplo de um dos grupos anteriormente referidos (benzodiazepinas ou agonistas  $\alpha_2$  adrenérgicos). A resposta à quetamina vai depender do estado do sistema cardiovascular de cada animal, porque ao aumentar o tónus simpático verifica-se um aumento da FC, contratilidade do miocárdio e resistência vascular periférica (Lichtenberger & Ko 2007). Este problema pode ser contornado utilizando microdoses de quetamina em infusão contínua durante a cirurgia, mas deste modo apenas se beneficia do seu efeito analgésico (Lichtenberger & Ko 2007).

Os opióides são analgésicos por excelência, estando indicada a sua administração sempre que se prevê que um procedimento vá ser doloroso. Estes fármacos atuam nos recetores metabotrópicos opióides, que ao estarem acoplados à proteína  $G_i$  vão diminuir a libertação de neurotransmissores excitatórios dos neurónios pré-sinápticos e hiperpolarizar os neurónios pós-sinápticos, resultando numa diminuição da transmissão do sinal na espinal medula (Kukanich & Wiese 2015). Podem ser agonistas totais do recetor  $\mu$  e produzir uma analgesia mais profunda (morfina, fentanil, etc.), agonistas parciais do recetor  $\mu$  (buprenorfina) ou agonista  $\kappa$  e antagonista  $\mu$ , como o butorfanol (Kukanich & Wiese 2015). Desta forma tentou-se minimizar os efeitos adversos mais importantes dos opióides, como a depressão cardiorrespiratória e as alterações na termorregulação, que se podem tentar reverter com a administração de antagonistas, como a naloxona ou a naltrexona (Kukanich & Wiese 2015). A reversão dos opióides com naloxona poderá ser controversa, pois apesar da sua utilidade ser indiscutível se existir depressão cardiorrespiratória, numa situação menos gravosa a consequência será a reversão da analgesia, um efeito que se pretende que perdure.

Após a escolha do fármaco a usar, é importante também decidir quais as melhores vias de administração para cada espécie e fármaco. As vias normalmente disponíveis são EV, IM, IP e SC (Longley 2008). Seja qual for a via escolhida, há que ter atenção em adequar as doses e se essa via pode ser usada para o fármaco selecionado. A via EV para indução é a mais rápida, no entanto muitos dos mamíferos exóticos são demasiado pequenos ou nervosos para que se consiga colocar um cateter EV antes da indução anestésica, portanto a maior parte dos injetáveis são administrados por via IM ou SC (Longley 2008). Por outro lado, podem usar-se as vias IM e SC para administrar os fármacos e conseguir uma sedação que permita a colocação de um cateter EV e posteriormente usar a via EV para se induzir a anestesia do animal. Este método tem a vantagem de se poder administrar o fármaco até obtenção do efeito desejado (Longley 2008).

### 1.3 Anestesia Inalatória

Quanto aos anestésicos inalatórios, os mais utilizados atualmente são o isoflurano e o sevoflurano, que apresentam algumas características distintas. Se considerarmos a concentração alveolar mínima, ou seja, a concentração alveolar necessária para bloquear a resposta a um estímulo doloroso em 50% dos animais, o isoflurano tem um valor inferior ao sevoflurano, sendo por isso necessária uma menor concentração para manter a anestesia com isoflurano (Flecknell 2009). No entanto, como o sevoflurano tem uma solubilidade menor no sangue que o isoflurano, este vai permitir uma indução e recuperação mais rápidas (Flecknell 2009). Outra vantagem do sevoflurano é causar menos irritação das vias aéreas que o isoflurano, tendo algumas clínicas optado por administrar sevoflurano apenas na indução, mantendo depois a anestesia com isoflurano, por este ser mais económico (Hawkins & Pascoe 2012) e necessitar de uma menor concentração para essa manutenção (Flecknell 2009). Esta ideia foi também corroborada num estudo realizado com suricatas em que concluíram que, apesar de não haver diferenças clínicas, o sevoflurano permitia uma indução mais tranquila desses animais (Strike *et al.* 2017).

Mas para além dos fármacos, para se poder anestésiar, monitorizar e recuperar os mamíferos exóticos é necessário material específico. Na prática clínica é importante ter um conjunto de máscaras inalatórias e câmaras para a indução e/ou manutenção da anestesia inalatória ou até mesmo para garantir a oxigenação dos animais. A indução anestésica com máscara inalatória é rápida e eficaz para a maioria dos animais exóticos, pois permite uma anestesia com pouca manipulação, sendo a recuperação igualmente rápida. As máscaras inalatórias comparadas às câmaras de indução têm a vantagem de diminuir o gás inalatório necessário até obtenção de efeito, mas a desvantagem de haver a necessidade de conter o animal durante a indução (Longley 2008). Na figura 4 estão representadas algumas máscaras inalatórias utilizadas na prática clínica. Estas máscaras/câmaras devem ter um tamanho adequado ao animal (para que haja uma adequada difusão e gasto dos anestésicos) e ser transparentes, para se conseguir monitorizar a evolução dos vários estádios anestésicos do animal. Sempre que possível os animais exóticos devem ser entubados com tubos endotraqueais sem cuff, pois no caso dos coelhos existe um elevado risco de laringospasmo e, nas outras espécies de mamíferos exóticos devido ao reduzido diâmetro das vias aéreas, há risco de rotura das mesmas aquando da insuflação do cuff (Longley 2008). Como os tubos endotraqueais utilizados normalmente têm um diâmetro de menor que 4 mm para mamíferos exóticos, o facto de o tubo não ter cuff permite que seja usado o tubo com maior diâmetro possível (Flecknell 2009). Quanto ao circuito anestésico, o sistema mais utilizado na prática clínica de exóticos é também comum na anestesia de pequenos animais, é o circuito do tipo T de Ayres (Longley, 2008). Este é o circuito mais adequado para pequenos mamíferos por ter baixa resistência e pouco espaço morto (Longley 2008). Deste modo, não existe tanto

desperdício de anestésico e pode ser realizada uma ventilação assistida se assim for necessário.

#### 1.4 Outros Fármacos

Para além da anestesia, sempre que os procedimentos/cirurgias sejam dolorosos está indicada a administração de analgésicos. Esta analgesia deverá ser multimodal, e sempre que possível complementada com anestésicos locais. Os anestésicos locais são agentes que bloqueiam a condução neuronal através da inibição dos canais de sódio dependentes da voltagem, impedindo assim a despolarização neuronal (Garcia 2015). Para prevenir o laringoespasma nestas espécies, é frequente a aplicação de lidocaína a 2% em *spray* na laringe antes da intubação (Lichtenberger & Ko 2007). Além da aplicação de lidocaína na laringe, na prática clínica é também utilizada uma mistura de lidocaína (2mg/kg) com bupivacaína (1mg/kg), administradas intradermicamente no local da incisão. A associação de lidocaína com bupivacaína é vantajosa porque a lidocaína é mais rápida a atuar e tem uma duração curta (1 a 3 horas) (Schroeder 2016), enquanto que a bupivacaína, sendo mais lipofílica, é quatro vezes mais potente que a lidocaína demorando 20 a 30 minutos a atuar e com uma duração de 3 a 10 horas (Garcia 2015). Ou seja, quando a lidocaína termina o seu efeito, este é continuado pela bupivacaína. Seguindo a lógica da analgesia multimodal, foi demonstrado que a adição de um opióide a esta mistura aumenta a duração média da analgesia (Lichtenberger & Ko 2007).

Quanto à anestesia balanceada, os anticolinérgicos podem ser bons aliados na construção de um bom protocolo anestésico. São antagonistas competitivos dos recetores muscarínicos da acetilcolina, provocando midríase, broncodilatação, redução das secreções respiratórias, entre outros (Lerche 2015). Fármacos deste grupo, como a atropina, podem ser utilizados para reverter a bradicardia associada à utilização de agonistas  $\alpha_2$  (Lerche 2015). Nas secções seguintes irão ser referidas as situações em que é vantajoso ou não utilizar os anticolinérgicos e qual escolher para cada espécie.

#### 1.5 Monitorização Anestésica

Para uma correta monitorização anestésica, é essencial ter na equipa um profissional com experiência para controlar a profundidade anestésica do animal. Deve garantir que o animal esteja o mais confortável possível durante todo o processo, sendo para isso necessário um ambiente calmo. O ambiente é ainda mais importante nestas espécies que, como foi referido anteriormente, ocupam naturalmente o lugar de presas na cadeia alimentar, sendo por isso mais sensíveis a ruídos/movimentos bruscos. Todos os animais anestesiados devem ser aquecidos durante a cirurgia, pois os anestésicos, ao deprimir o sistema nervoso central alteram a termorregulação e predispõem à hipotermia. Nas espécies mais pequenas (como é o caso dos *hamsters*) esse fator é ainda mais relevante, pois por terem uma grande superfície

corporal perdem mais calor. Quando o protocolo anestésico incluir a quetamina, está indicado o uso de lubrificantes oculares (constituídos por carbómeros), pois o reflexo palpebral não desaparece e os olhos podem permanecer abertos (Haskins 2015), predispondo a lesões oculares como úlceras da córnea (Longley 2008).

Mas o principal alvo da monitorização de animais anestesiados é a avaliação do plano anestésico e das alterações cardíacas e respiratórias que resultam da anestesia e da diminuição da temperatura (Haskins 2015). Na prática clínica é frequente a monitorização ser realizada apenas com auxílio do estetoscópio, que permite que quando existam alterações da frequência cardíaca e/ou respiratória se altere a concentração do gás inalatório utilizado na manutenção, corrigindo-o de acordo. Contudo, equipamentos de monitorização como o esfigmomanómetro com *doppler*, oxímetro de pulso e capnógrafo são mais-valias na monitorização anestésica de mamíferos exóticos. Em humanos foi demonstrado que a utilização de um oxímetro de pulso poderia ter detetado 40-82% dos incidentes peri-operatórios e que se fosse associado um capnógrafo, este valor aumentaria para 88-93% (Brodbelt *et al.* 2008).

Sempre que seja possível, após terminar o procedimento cirúrgico ou outro em que tenha sido necessária sedação/anestesia do animal, deve-se proceder à reversão dos fármacos envolvidos. Esta prática é vantajosa porque reduz o risco de hipotermia e os riscos de depressão cardiorrespiratória, devendo os animais ser colocados sob vigilância, em locais calmos (Longley 2008). No entanto, a reversão deve ser realizada na altura correta, para permitir uma recuperação adequada do animal. Um dos casos mais frequentes é a administração de um antagonista  $\alpha_2$  adrenérgico (como o atipamezol) para recuperar a sedação causada pela medetomidina. O atipamezol deve ser administrado 30 a 40 minutos após a administração da medetomidina, pois tem um tempo de ação inferior ao sedativo, podendo causar re-sedação do animal se for administrado precocemente. Por outro lado, se o protocolo utilizado envolver a administração conjunta de quetamina e medetomidina, o atipamezol só deve ser administrado 45 a 60 minutos depois de administrada a quetamina, caso contrário a rigidez muscular e tremores causados pelo anestésico dissociativo vão-se manifestar, pois deixam de ser contrariados pelo antagonista  $\alpha_2$  (Longley 2008). Neste período de recuperação é muito importante a vigilância do animal e a manutenção da sua temperatura, pois é um momento crítico, estando descrito que 64% das mortes de coelhos anestesiados ocorrem no período pós-operatório (Brodbelt *et al.* 2008). É ainda importante referir que os animais doentes e/ou geriátricos (mais sensíveis à hipotermia) poderão metabolizar os fármacos mais lentamente, provocando uma recuperação anestésica mais lenta e complicada. (Brodbelt *et al.* 2015).

## **2. Anestesia em coelhos**



## 2.1 Considerações gerais

Como referido anteriormente, vários são os procedimentos para os quais é necessário sedar/anestesiá-los coelhos. Considerando a sua condição de presa na cadeia alimentar, deve-se manter estes animais em locais calmos e afastados dos seus predadores naturais, como os furões. São animais herbívoros com um sistema digestivo particularmente sensível, não estando indicado nos coelhos fazer um jejum pré-cirúrgico prolongado, pois para além de ser altamente improvável que vomite, existe o risco real de causar estase gastrointestinal. Na prática clínica o jejum realizado é de normalmente 1 a 2 horas pré-anestesia, com o objetivo de: a) reduzir o risco de existirem restos de alimento na cavidade oral, que possam atrapalhar a entubação e b) reduzir a distensão gástrica, facilitando assim quer a manipulação das vísceras pelo cirurgião, quer a respiração do animal (Varga 2014). Tal como em todas as espécies, antes de resolver anestesiá-los um coelho, deve ser feita uma completa anamnese e exame físico. Além disso, na prática clínica é frequentemente executada uma colheita de sangue para avaliar os parâmetros hematológicos e bioquímicos referidos anteriormente e presentes na tabela 1. A colheita de sangue no estágio curricular era executada na veia safena lateral com agulha de 25G acoplada numa seringa de 1mL. Esta é a via ideal, no entanto pode-se executar também a colheita na veia jugular ou veia cefálica (Longley 2008).

Uma das causas que mais frequentemente leva à anestesia de coelhos são os problemas dentários, apresentando-se normalmente estes animais em mau estado geral, com anorexia e desidratação. Está assim indicada a sua estabilização, administrando fluidoterapia de acordo com a percentagem de desidratação, sendo necessário para a manutenção 100 a 150 mL/kg/dia em infusão EV contínua ou através de *bolus* SC (Longley 2008). A fluidoterapia é realizada com a administração de NaCl a 0,9% para repor a hidratação, se houver um choque hipovolémico deve-se escolher um colóide (Longley 2008). Se o animal não estiver a alimentar-se sozinho deve-se promover a sua alimentação forçada no período pré e pós anestésico, recorrendo a alimentos em pó, especialmente formulados para auxiliar na recuperação destas espécies (exemplo: *Critical Care Oxbow®*). Este alimento deve ser fornecido com seringas de 1mL e dando tempo ao animal para mastigar e deglutir. Estes alimentos contêm fibras e elementos nutritivos essenciais que asseguram uma digestão e fisiologia intestinal ótimas, devendo a dose diária indicada ser respeitada. Podem ser administrados com uma consistência mais líquida ou mais pastosa, mas a quantidade média a administrar não deverá ultrapassar os 50 mL/kg/dia (Longley 2008). Para diminuir o risco anestésico é necessário confirmar se o equipamento anestésico, fármacos e respetivas doses são indicados para esta espécie. Durante a anestesia é importante manter o pescoço dos coelhos estendido e a cabeça/tórax ligeiramente superiores em relação ao abdómen para que as vísceras abdominais não comprimam o diafragma, prejudicando a respiração. Esta situação

é mais gravosa nesta espécie porque a hipoxia é difícil de avaliar em coelhos sem a presença de oxímetro de pulso (Varga 2014).

## 2.2 Pré-medicação, indução e manutenção

Na clínica onde foi realizado o estágio o protocolo utilizado para anestésias em coelhos envolvia a associação de três fármacos: dexmedetomidina, quetamina e butorfanol (nas doses referidas na tabela 3). Como já foi referido, devido à bradicardia que a dexmedetomidina causa, pode ser vantajoso associar atropina para contrariar este efeito. Mas, no caso dos coelhos, como cerca de 40% destes animais apresentam níveis significativos de atropina esterase, esse antagonista muscarínico pode não ser eficaz (Longley 2008). Alternativamente, podemos utilizar nestes animais o glicopirrolato (0,01 - 0,02 mg/kg SC), um anticolinérgico sintético quatro vezes mais potente que a atropina (Carpenter 2018; Lerche 2015). Este anticolinérgico ao contrário da atropina, é pobremente lipofílico e, portanto, tem menos facilidade em atravessar a barreira hematoencefálica (Lerche 2015). Deste modo, vai contrariar o efeito de bradicardia provocado, devido ao aumento da pressão vascular periférica e não tanto a nível central contrariando o efeito depressor do sistema nervoso simpático provocado pelo agonista  $\alpha_2$  (Lerche 2015). Os efeitos sedativos e analgésicos da dexmedetomidina vão ser complementados pelo butorfanol, um opióide que na presença dos outros fármacos desta associação vai necessitar de doses 30-60% mais baixas para causar a mesma analgesia que promoveria se fosse agente único (Varga 2014). O butorfanol é um opióide agonista (dos recetores  $\kappa$ ) e antagonista (dos recetores  $\mu$ ), capaz de provocar depressão respiratória, sendo um potente analgésico visceral, mas não somático (Lichtenberger & Ko 2007).

Seguindo as doses indicadas na tabela 3, após a administração combinada de dexmedetomidina, quetamina e butorfanol deve-se esperar que, em cerca de 10 minutos, o coelho perca a consciência e fique em decúbito lateral. Deve então ser realizada a tricotomia da zona seleccionada e colocado um cateter de 22G, 24G ou 26G na veia cefálica (ver figura 5). Alternativamente poderão ser utilizadas a veia marginal da orelha (ver figura 5) ou safena. Este protocolo permite que de seguida o médico veterinário possa entubar o animal, entubação essa que nesta espécie pode ser um grande desafio, pois os coelhos têm uma cavidade oral estreita e a base da língua larga, dificultando a visualização da laringe. Sendo a entubação de coelhos um desafio, deve-se evitar a administração de fármacos que provoquem apneia e, qualquer que seja a técnica utilizada, deve-se fornecer previamente oxigénio, utilizando uma máscara (Keeble *et al.* 2016). Este procedimento deve então ser realizado com o máximo de cuidado, pois tentativas múltiplas podem causar hemorragia e edema da área e aumentar o risco de laringospasmo (Keeble *et al.* 2016). Como os coelhos são sensíveis aos laringospasmos, está indicada a aplicação de lidocaína a 2% em *spray* na laringe 1 a 2 minutos antes da entubação. Há quatro técnicas descritas para a entubação de coelhos: três orotraqueais: 1) entubação

cega; 2) entubação com visualização direta e 3) entubação com visualização indireta e uma nasotraqueal (Lafferty 2016). Durante o estágio curricular foram realizadas entubações orotraqueais cegas ou com visualização indireta (ver figura 6). Na entubação cega o coelho é posicionado em decúbito esternal com o pescoço estendido e o tubo endotraqueal é colocado sobre a língua. Quando se observa condensação no tubo significa que este está na posição correta e que ocorreu a expiração; quando a condensação desaparece, indica que está a ocorrer a inspiração e é nesta altura que o tubo deve ser delicadamente introduzido. Uma ligeira rotação do tubo nesta altura pode auxiliar a abertura da glote e facilitar o processo (Lafferty 2016). A diferença entre a técnica de visualização direta e indireta é que na primeira é utilizado um laringoscópio e na segunda está indicada a utilização de um otoscópio ou endoscópio (no estágio realizado era utilizando um sinuscópio rígido, de medicina humana) para observar a glote, sendo o tubo endotraqueal inserido segundo essas indicações, como se pode observar na figura 6. Também se pode considerar utilizar uma alternativa à entubação endotraqueal, teoricamente mais simples, rápida e menos traumática - as máscaras laríngeas (v-gel®) (Engers *et al.* 2017). Os modelos mais recentes destas máscaras utilizam um material não insuflável, macio, com uma forma anatomicamente ajustada aos coelhos, que permite isolar (e preservar) as vias aéreas selando a faringe, laringe e as estruturas esofágicas superiores (figura 7) Apresenta como desvantagens, para além de ser mais dispendiosa, o facto de poder sair do local por reposicionamento do animal durante a cirurgia, estando indicada a capnografia simultânea para verificar continuamente o seu correto posicionamento (Keeble *et al.* 2016).

Quando os procedimentos são simples e de curta duração não será necessário anestésiar os coelhos, podendo-se optar pela sedação. É o caso do corte de incisivos, da inserção de uma sonda nasogástrica ou até mesmo a colocação de um cateter num animal inquieto. Nestes casos pode-se então optar pela administração de midazolam, uma benzodiazepina que, tal como o diazepam, demonstrou ter um efeito sedativo adequado em coelhos. Apresenta como vantagem relativamente ao diazepam ser mais potente e ter uma duração de ação mais curta (Varga 2014), podendo tal como este ter o seu efeito revertido pela administração de flumazenilo (0,01-0,1 mg/kg IM) (Carpenter 2018).

Ao contrário de outros mamíferos exóticos, o isoflurano não deve ser usado para induzir anestesia em coelhos porque, além de aumentar a excitação do animal, provoca apneia devido ao cheiro do gás inalatório e consequentemente hipoxia (Longley 2008). Este efeito de sustar a respiração pode ser contornado com a adição de concentrações gradualmente crescentes do gás inalatório (Varga 2014). Mesmo escolhendo sevoflurano, que não apresenta cheiro desagradável, está descrito que coelhos pré-medicados ainda sustentam a respiração por 180 segundos. Por outro lado, o isoflurano é recomendado para manutenção anestésica pois é

mais económico além de que é rapidamente excretado pela via respiratória, sendo só 0,2% metabolizado no fígado (Varga 2014). Na clínica onde foi realizado o estágio curricular, verificou-se que uma percentagem de cerca de 70% dos coelhos anestesiados com o protocolo já referido, faziam apneia aquando da entubação e necessitavam de ventilação assistida, cerca de 20 ventilações por minuto. A percentagem de isoflurano era modificada (aumentando ou diminuindo 0,5% do anestésico volátil - de acordo com as alterações observadas na FC; quando esta era maior que 220 bpm aumentava-se e quando era menor que 160 bpm diminuía-se. Geralmente a manutenção anestésica era realizada com sucesso administrando 2 a 3% de isoflurano, sendo considerada normal uma FC entre 130-325 bpm (Carpenter 2018).

### 2.3 Recuperação

Como a maior parte das mortes relacionadas com a anestesia de coelhos acontecem na fase de recuperação (Brodelt *et al.* 2008), esta não deve ser desvalorizada. O mais importante para uma recuperação anestésica ser bem-sucedida é que todas as funções sejam normalizadas o mais rapidamente possível. Para que isto aconteça, os coelhos devem ser colocados num ambiente calmo e os anestésicos devem ser revertidos. O animal deve continuar sob observação e a temperatura deve ser monitorizada frequentemente, existindo em coelhos o risco quer de hipertermia (por sobreaquecimento), quer de hipotermia (devido aos fármacos depressores do SNC). Curiosamente, num estudo realizado em cães verificou-se que o tempo até à extubação aumentava aproximadamente 6 minutos por cada 1 °C de temperatura corporal perdido (Fox *et al.* 2016). Poderá assim estar indicado em coelhos a administração de fluidos EV aquecidos (Longley 2008) para aumentar a volemia e acelerar a recuperação, administração esta que também poderá ser SC.

Após a administração da combinação de dexmedetomidina, quetamina e butorfanol, está indicada a administração de atipamezol, para reverter o efeito do agonista  $\alpha_2$ . O atipamezol deve ser administrado numa dose 10 vezes superior à dose de dexmedetomidina administrada, por via IM ou SC. No estágio realizado, observou-se que após a administração do antagonista  $\alpha_2$ , considerando as devidas diferenças individuais, os coelhos demoravam cerca de 3 horas para estarem recuperados e a comer. Para contrapor o risco de estase gastrointestinal pós-cirúrgica está indicada a administração de paro-cinéticos, como a metoclopramida (Barceló & García 2017). Na prática clínica verificou-se existir uma elevada taxa de sucesso com a administração conjunta de metoclopramida (um antagonista dos recetores  $D_2$  da dopamina, com efeitos antieméticos e prócinéticos) e ranitidina (um antagonista dos recetores  $H_2$  da histamina, que reduz a produção de HCl gástrico, estando associado também a algum efeito estimulador da motilidade do cólon e consequente esvaziamento gástrico via anticolinesterase) (Papich 2018). Se os coelhos não começarem a comer sozinhos 1 hora após estarem despertos e em ambulatório, está indicada a

administração de fluídos e a alimentação forçada para prevenir a estase gastrointestinal. Até que recuperem o apetite e as fezes tenham um aspeto normal, estes animais devem ser mantidos sob observação, na clínica ou em casa (Longley 2008).

### 3. Anestesia em roedores (*Cavia porcellus*, *Chinchilla lanigera*, *Meriones unguiculatus*, *Phodopus roborovskii*, *Rattus norvegicus*)

#### 3.1 Considerações gerais

Neste grupo dos roedores foram incluídas várias espécies, que são consideradas como tendo uma grande imprevisibilidade individual na resposta aos anestésicos. Adicionalmente é necessário ter em consideração que o hamster russo, o gerbo e a ratazana têm uma taxa metabólica mais elevada que as outras espécies incluídas neste grupo, sendo a sua esperança média de vida inferior (1,5 a 2 anos; 3 a 4 anos e 1,5 a 3 anos, respetivamente) (Carpenter 2018)). Isto significa que muitas vezes será necessário anestésicar animais considerados geriátricos (aumentando assim o risco anestésico), com uma elevada taxa metabólica, o que dificulta consideravelmente a escolha dos fármacos.

Os problemas dentários são muito comuns em roedores e tipicamente tardiamente diagnosticados, o que significa que muitos pequenos roedores surgirão na clínica de exóticos desidratados, anoréticos e com baixa condição corporal. Nestes animais está indicada a estabilização prévia à anestesia, recorrendo à administração de fluidos e à alimentação forçada (Richardson & Flecknell 2009). Os fluídos podem ser administrados por via EV, IO, IP ou SC. Idealmente a fluidoterapia (NaCl 0,9% em caso de desidratação, LR quando há desequilíbrios eletrolíticos e soro suplementado com glucose, que pode ser vantajoso na pré-anestésia) (Longley 2008) seria administrada por via EV (utilizando por exemplo a veia cefálica), mas nestas espécies, como as veias são de pequeno calibre e muito frágeis, esse acesso pode não ser possível. Alternativamente, a via que proporciona uma maior velocidade de absorção é a via IO (na tíbia ou fémur proximal), mas como é dolorosa e tecnicamente exigente só está indicada em porquinhos-da-índia ou chinchilas e em animais muito debilitados ou anestesiados (Quesenberry *et al.* 2012). Quanto à administração de fluidos por via IP, esta é uma via que permite uma reidratação relativamente rápida, mas é necessário conhecer a técnica para evitar o risco de perfuração de vísceras (Longley 2008). Posto isto, a via normalmente mais utilizada é a via SC mas em qualquer um dos casos, devendo os fluídos ser previamente aquecidos para evitar a hipotermia (Longley 2008).

Além de um exame físico completo, é essencial a obtenção do peso correto de cada animal, quer para avaliar a sua condição física, quer para efetuar o cálculo das doses anestésicas (Longley 2008). Na figura 2 podem-se ver as balanças que foram utilizadas durante o estágio para pesar pequenos roedores. Quanto às análises pré-anestésicas (tabela

1), na prática clínica não é frequente a sua realização em roedores, pois como são animais muito pequenos a quantidade de sangue que se pode colher é muito reduzida e aporta riscos. Mesmo nos porquinhos-da-índia e chinchilas, que têm um porte que permitiria realizar a colheita de sangue, para que o procedimento fosse realizado com segurança seria necessário recorrer à anestesia. Isto porque as veias mais indicadas, pelo seu calibre, seriam a jugular ou a veia cava cranial. No caso da jugular, a anestesia justificar-se-ia pelo facto destes animais terem o pescoço curto, tornando a contenção do animal necessariamente stressante. Se se pretendesse fazer a recolha de sangue na veia cava cranial a anestesia do animal seria obrigatória, porque o risco de perfurar órgãos vitais (com sangramento para a cavidade torácica) se o animal se mexesse, seria demasiado elevado (Quesenberry *et al.* 2012).

Nos roedores o jejum pré-anestésico não é recomendado, pois para além de não existir o risco de vomitarem durante a cirurgia, como têm elevadas taxas metabólicas o jejum pode levar a hipoglicemia (Lennox & Bauck 2012). Contudo, nas espécies de roedores que acumulam comida na cavidade oral (como os porquinhos-da-índia), pode ser vantajoso retirar a comida uma hora antes da anestesia, para que não haja restos alimentares que possam causar obstrução das vias aéreas (Richardson & Flecknell 2009). Outra particularidade destas espécies é o facto de terem uma grande superfície corporal comparativamente ao seu peso, originando assim perdas de calor mais significativas, o que torna os roedores mais propensos à hipotermia. É por isso necessário tentar reduzir as perdas de calor (Richardson & Flecknell 2009), aquecendo o ambiente e utilizando tapetes térmicos durante a cirurgia (e na recuperação).

### **3.2 Pré-medicação, indução e manutenção**

Na prática clínica, um dos protocolos anestésicos mais utilizados é a indução e manutenção da anestesia de roedores com um anestésico volátil, o isoflurano. Está indicado para procedimentos simples de curta duração, como: exames radiográficos, exames ecográficos (com recolha de urina por cistocentese, por exemplo), corte de incisivos, entre outros. Para a indução anestésica com isoflurano podem ser utilizadas câmaras de indução ou máscaras inalatórias, associadas ao circuito anestésico selecionado. Este protocolo tem como principal vantagem permitir atingir rapidamente a profundidade anestésica adequada, sendo a recuperação igualmente rápida (Richardson & Flecknell 2009). Contudo, um estudo realizado em chinchilas demonstrou que tanto o protocolo anestésico que associa a dexmedetomidina com a quetamina, como o protocolo apenas com isoflurano causam hipotermia (Fox *et al.* 2016), sendo por isso fundamental o aquecimento dos roedores, independentemente do protocolo anestésico selecionado.

Para procedimentos mais invasivos, como: ovariectomias, orquiectomias, remoção de neoplasias, amputações (entre outros), o protocolo mais utilizado na prática clínica

consiste na associação de midazolam com dexmedetomidina e butorfanol (tabela 4). Este protocolo está indicado para hamsters, ratazanas e gerbos e tem como vantagem adicional o facto de todos os fármacos da associação terem antagonistas que permite reverter os efeitos observados: midazolam com flumazenilo; dexmedetomidina com atipamezol e butorfanol (parcialmente) com naloxona. Os benefícios da reversão anestésica em porquinhos-da-índia, ratazanas, hamsters e gerbos foram descritos por Henke e colaboradores, que apontaram como vantagens: a) controlo mais fácil da profundidade anestésica; b) menor depressão cardiorrespiratória; c) fase de recuperação mais curta e d) menos ocorrências de hipotermia (Henke *et al.* 2004). Os mesmos autores compararam ainda o protocolo de associação do midazolam com medetomidina e fentanil (semelhante ao descrito anteriormente, mas um opióide diferente), com o protocolo de associação da xilazina com quetamina e medetomidina. Verificaram que a principal vantagem do primeiro protocolo é o facto deste ser completamente reversível, evitando assim as complicações associadas a uma longa recuperação, como a hipotermia, hipoxia e os distúrbios metabólicos (Henke *et al.* 2004). Na prática clínica, verificamos que a associação do midazolam com medetomidina e butorfanol levava à perda de reflexos em cerca de 3 minutos, permitindo igualmente uma rápida recuperação pós-cirúrgica. Nesta mistura o butorfanol permite uma boa analgesia, que pode ainda ser complementada pela anestesia local, com lidocaína e bupivacaína. Uma boa cobertura analgésica é muito importante nestas espécies, em que é comum a automutilação por dor (Bennett 2012).

No caso dos porquinhos-da-índia, na prática clínica verificou-se que era frequentemente utilizada uma associação de midazolam com butorfanol (tabela 4). A não utilização da dexmedetomidina era justificada pelo facto de se associar a sua administração a uma elevada prevalência de efeitos adversos, como a depressão respiratória e bradiarritmias. Após o animal estar sedado e em decúbito lateral a indução era conseguida com a administração de isoflurano, utilizado também na manutenção da anestesia (figura 8). A percentagem a que o isoflurano era vaporizado aumentava ou diminuía de acordo com a resposta do animal e o plano anestésico desejado, como explicado anteriormente. O isoflurano era administrado através de uma máscara inalatória, não sendo estes animais rotineiramente entubados devido ao pequeno diâmetro das suas vias aéreas (figuras 8 e 9). Sendo as vias aéreas pouco calibrosas, considera-se vantajoso em roedores a administração de atropina, um anticolinérgico que para além de diminuir as secreções bronquiais e salivares, ainda impede a bradicardia vagal (Richardson & Flecknell 2009).

Uma outra diferença nos protocolos utilizados em roedores na prática clínica é que não incluem quetamina, tendo um estudo demonstrado que com a quetamina as recuperações são mais longas, sendo a ingestão de alimento e produção de fezes menores (Fox *et al.* 2016). Nesse mesmo estudo, com chinchilas, foi comparada a anestesia promovida pelo protocolo



dexmedetomidina e quetamina, com a anestesia resultante da administração de isoflurano. Os autores concluíram que a anestesia com isoflurano era vantajosa, pois promovia uma indução e recuperação anestésicas mais rápidas, originando menos respostas fisiológicas (Fox *et al.* 2016; Longley 2008). Verificaram ainda que as chinchilas anestesiadas com dexmedetomidina e quetamina sofreram hipoxia, pois ao contrário do grupo anestesiado com isofurano, não foram suplementadas com oxigénio (Fox *et al.* 2016). Na prática clínica, o isoflurano parece ser o anestésico de primeira escolha no caso dos roedores, sendo utilizado em procedimentos simples, rápidos e menos invasivos (ver figura 9).

Tal como no caso dos coelhos, os olhos devem ser também lubrificados para evitar dessecação e ulceração da córnea (Richardson & Flecknell 2009). A monitorização dos roedores no período de estágio foi realizada com auxílio de estetoscópio através do controlo da FR (difícil por o animal estar coberto com o pano de campo) e da FC. No caso de animais de muito pequenas dimensões, era usado um *doppler* pois o estetoscópio deixa de ser prático nestes animais (figura 10). Outros equipamentos que poderiam ser utilizados para monitorizar um roedor seriam: um oxímetro de pulso ou um ECG. Estes poderiam ser úteis para monitorizar a função cardíaca e percentagem de O<sub>2</sub> destes pacientes mas, por um lado, tinham de ser máquinas capazes de detetar FC extremamente elevadas e por outro lado, o ECG simplesmente informa acerca do funcionamento elétrico do coração (Richardson & Flecknell 2009).

### 3.3 Recuperação

Como referido anteriormente, após a anestesia de roedores espera-se que a recuperação seja rápida. Os animais devem ser colocados num local com calmo e aquecido, continuado sob observação atenta. A temperatura no início da indução anestésica deve ser de cerca de 35°C, sendo reduzida gradualmente até atingir os 28 a 26°C no fim do procedimento. É a esta temperatura que os roedores devem ser mantidos, até que recuperem da anestesia (Richardson & Flecknell 2009). Se o protocolo anestésico for realizado com isoflurano, deve-se esperar uma recuperação muito rápida, tendo sido observado na prática clínica que em 5 a 10 minutos (se o procedimento cirúrgico o permitisse) o animal já caminhava normalmente. Se o protocolo anestésico envolver a administração de fármacos injetáveis, o que está recomendado é reverter o efeito dos anestésicos/sedativos no fim da cirurgia, circunstância em que a recuperação também se processa de forma rápida.

Na prática clínica, uma hora após terminar uma cirurgia/procedimento não complicados é oferecida comida ao animal, esperando-se que ele coma voluntariamente. Como algumas espécies de roedores são muito pequenas e pode não ser fácil ter a certeza se realmente ingeriram o alimento disponibilizado, é útil pesar a comida e verificar, após algumas horas, se existe diferença (Longley 2008). Se a cirurgia for mais complicada e/ou os roedores estiverem



mais debilitados, é expectável que quer a recuperação quer a ingestão voluntária demorem mais tempo a normalizar, podendo nestas circunstâncias estar indicada a alimentação forçada. Durante o estágio realizado, aos porquinhos-da-índia e às chinchilas era fornecida após a sua recuperação anestésica um alimento comercial específico (*Critical Care*, Oxbow®) e aos hamsters, ratazanas e gerbos era oferecida papa de cereais para bebé. Tal como os coelhos, as chinchilas e os porquinhos-da-índia beneficiam da administração de pro-cinéticos nesta fase de recuperação (Richardson & Flecknell 2009). Na prática clínica é frequente a administração de ranitidina e metoclopramida no final dos procedimentos, assim como meloxicam, para prolongar a analgesia nos procedimentos que assim o exijam.

Como em roedores poderá não ser fácil administrar fluídos durante a cirurgia, sempre que indicado, será vantajoso durante a recuperação administrar, subcutaneamente, fluidos aquecidos, normalmente NaCl 0,9% pelo facto de haver perda de fluidos durante a cirurgia (Richardson & Flecknell 2009). Curiosamente, foi descrito que mesmo após uma boa e rápida recuperação os roedores podem morrer em casa, tipicamente 2 a 3 dias após a cirurgia, sem que seja facilmente atribuível uma causa. Especula-se que o *stress*, medo e dor que estes animais experienciam durante a manipulação e os procedimentos necessários numa cirurgia estejam relacionados com este desfecho, pois verificou-se que este risco é menor em roedores que em casa passam menos tempo na jaula e têm mais contacto com humanos (Bennett 2012).

## 4. Anestesia em furões

### 4.1 Considerações gerais

Os furões são uma espécie que tem vindo a aumentar a sua popularidade como animal de companhia, apesar de ainda representar uma pequena percentagem das consultas de animais exóticos. Na prática clínica a sedação e anestesia de furões está indicada (para além da cirurgia) para procedimentos mais curtos, como a colocação de *chips* ou implantes hormonais. Como nas outras espécies, é necessário realizar um exame físico completo ao furão, previamente à anestesia. Esse exame deve incluir o peso preciso do animal, a sua condição corporal, percentagem de hidratação, palpação abdominal e auscultação cardiorrespiratória (tabela 2) (Lafferty 2016). Este último parâmetro é particularmente relevante, pois os furões são suscetíveis a cardiomiopatias subclínicas devendo, sempre que possível, ser administrados os fármacos que menos deprimam a função cardíaca (Johnson-Delaney 2017). Por este motivo, alguns autores defendem que a administração de xilazina e acepromazina deve ser evitada em furões, devido ao efeito vasodilatador e depressor da função cardíaca que podem promover. A anestesia balanceada assume assim uma maior importância nesta espécie, pois permite diminuir as doses de fármacos que poderão causar efeitos cardiovasculares adversos (Johnson-Delaney 2017).

Nos furões, sempre que possível, está indicada a colheita de sangue para avaliar alguns parâmetros hematológicos e bioquímicos mínimos (tabela 1), como: hematócrito, proteínas totais e glucose (Carpenter 2018; Lafferty 2016). Na prática clínica é possível, em furões dóceis, efetuar a recolha de sangue na veia cava cranial sem o animal estar anestesiado. Para veterinários experientes esta técnica pode ser considerada segura, pois em furões este vaso é longo e o coração, como assume uma posição mais caudal na cavidade torácica, fica relativamente afastado do local da punção (Johnson-Delaney 2017). A recolha de sangue a partir da veia jugular também está descrita (recorrendo a uma técnica semelhante à utilizada em gatos), mas devido ao corpo comprido dos furões, a sua contenção pode ser desafiante. Alternativamente, é possível colher sangue a partir das veias cefálicas ou safenas, mas a quantidade de sangue recolhida é menor e o risco da veia colapsar maior, estando indicada a utilização de agulhas curtas (5/8'') de pequeno diâmetro (27 ou 28G) acopladas a seringas de 1mL (Johnson-Delaney 2017).

Durante as cirurgias realizadas em furões pode não ser necessário administrar fluídos se os procedimentos executados forem relativamente simples e rápidos (menores que 30 minutos), ou então pode-se optar pela administração por via SC. Contudo, em cirurgias mais longas, complicadas ou quando há suspeita de doença cardíaca está indicada a fluidoterapia, com soros aquecidos (Johnson-Delaney 2017). Normalmente é colocado um cateter EV (24G) na veia cefálica, mantendo assim uma via aberta para a administração de fluídos, corrigir a baixa pressão arterial com colóides, ou administrar fármacos (Johnson-Delaney 2017). A via intraóssea (IO) é vantajosa quando não é possível aceder a uma via EV (comum em animais muito debilitados), devendo o cateter IO ser colocado na tíbia ou fémur proximais dos furões (Lafferty 2016).

Dois dos furões observados durante o estágio curricular foram anestesiados para a realização de uma laparotomia exploratória. Estes animais estavam desidratados e foi necessário estabilizá-los antes da indução anestésica, administrando fluidos (70% de LR ou NaCl 0,9% com 30% de suplemento contendo dextrose, aminoácidos, vitaminas do complexo B e eletrólitos) (figura 3). A alimentação forçada fornecida a estes animais pode ser comercial, mas deve ser adequada para esta espécie de carnívoros estritos, em período de convalescença (como por exemplo a Convalescence Support da Royal Canin®). Antes da cirurgia os furões devem ser mantidos num ambiente calmo e quente (com equipamentos de aquecimento). Nesta espécie está indicado o jejum pré-cirúrgico, pois diminui os vômitos e regurgitação (Hawkins & Pascoe 2012). O jejum (sólido e líquido) deve ser feito 2 a 4 horas antes da cirurgia (Johnson-Delaney 2017), mas se existir suspeita de insulinoma (frequente nesta espécie), o jejum não deverá ultrapassar as 2 horas. Perante o risco de hipoglicémia, neste caso a água não deve ser retirada ao animal (Lafferty 2016).

#### 4.2 Pré medicação, indução e manutenção

Como referido para outras espécies, se os procedimentos forem simples (como colocar um chip ou implante hormonal), a indução e manutenção da anestesia com isoflurano parece ser vantajosa, pois permite uma rápida indução e recuperação (Schoemaker 2002). Contudo, alguns autores têm chamado a atenção para o facto da indução com máscara inalatória causar ansiedade, com subsequente aumento da frequência cardíaca e pressão sanguínea, dificultando a homeostasia desejada durante o procedimento cirúrgico e recuperação anestésica (Johnson-Delaney 2017). A ansiedade gerada pela inalação do isoflurano pode também levar à irritação gástrica e refluxo esofágico, podendo resultar em úlceras gastrointestinais (Johnson-Delaney 2009). Foi ainda demonstrado que a anestesia com isoflurano pode causar a diminuição de todos os valores hematológicos dos furões, não estando assim indicado para a colheita de sangue, pois esse decréscimo observa-se logo no início da indução, atingindo o seu máximo 15 minutos depois (Marini *et al.* 1994). Para além disso, foi possível compreender que a anestesia com agentes inalatórios, tanto isoflurano como sevoflurano, pode levar ao sequestro de eritrócitos pelo baço, resultando numa esplenomegalia com redução significativa do hematócrito e da concentração de proteínas no plasma (Marini *et al.* 1997). Para minorar os efeitos adversos causados pela ansiedade associada à administração de isoflurano, pode-se administrar previamente uma benzodiazepina (como o diazepam ou o midazolam), que vai diminuir a ansiedade e aumentar o relaxamento muscular, promovendo uma indução mais suave (Johnson-Delaney 2017). Se se adicionar à benzodiazepina um analgésico opióide, como a buprenorfina ou o butorfanol, consegue-se uma sedação ligeira capaz de reduzir de forma significativa o *stress* desta indução por agentes inalatórios (Longley 2008).

Durante o estágio curricular foi possível constatar que em todas as cirurgias de furões foi feita pré-medicação com midazolam e butorfanol (tabela 5), tendo com esta sedação os animais ficado em decúbito lateral em cerca de 5 minutos. Nessa fase era colocado um cateter EV (24G) preferencialmente na veia cefálica, sendo a segunda opção a veia safena. Quanto à indução anestésica, esta pode ser realizada recorrendo ao isoflurano, sendo necessário atingir uma profundidade que permita a intubação endotraqueal. Alternativamente, a indução pode ser realizada com alfaxalona (tabela 5), administrada por via EV lenta para evitar efeitos adversos como a depressão respiratória e apneia (Giral *et al.* 2014). A alfaxalona tem vindo a ganhar popularidade junto aos clínicos de animais de companhia. É um fármaco que, apesar de causar uma depressão dose-dependente do sistema nervoso central, sistema cardiovascular e respiratório, é capaz de manter a função cardíaca e respiratória estáveis, em doses clinicamente relevantes (Berry 2015). Contudo, a alfaxalona estava associada a alguns efeitos adversos limitativos, que se julgava serem causadores de hipertermia em gatos e

reações anafiláticas (por libertação de histamina) em cães (Berry 2015). Estes efeitos foram entretanto ultrapassados, existindo atualmente uma nova formulação (com um veículo diferente), mais segura. Um estudo em furões comparou o efeito da alfaxalona sozinha *versus* a sua associação com medetomidina ou tramadol (Giral *et al.* 2014). Concluiu que a alfaxalona sozinha não é um bom anestésico, mas que a sua associação com medetomidina aumenta o tempo de anestesia e analgesia, sendo preferível à administração isolada de medetomidina ou da associação de alfaxalona com tramadol (Giral *et al.* 2014). É ainda um protocolo vantajoso porque permite usar doses menores de medetomidina e alfaxalona, reduzindo assim a possibilidade de serem observados efeitos secundários (Giral *et al.* 2014).

Quanto à quetamina, verificou-se que ao longo do estágio curricular não foi utilizada nos protocolos anestésicos de furões, pois está descrito que sozinha não provoca um relaxamento adequado nestes. Julga-se também estar associada a episódios de espirros, hiperreflexibilidade e salivação (Johnson-Delaney 2017).

A entubação nos furões é relativamente simples, sendo aconselhável o uso prévio de lidocaína, para anestesiar a laringe (0,05 mL de lidocaína a 1 ou 2%) (Johnson-Delaney 2017). A técnica assemelha-se à realizada nos gatos (figura 11), mas como os furões têm uma cabeça e pescoço alongados, o tubo endotraqueal não se consegue prender da mesma forma, sendo uma alternativa a sua fixação, com gazes, aos membros anteriores do animal (Johnson-Delaney 2017). A anestesia dos furões pode depois ser mantida com isoflurano, devendo a sua percentagem ser alterada de acordo com as alterações da FC (tabela 2), normalmente auscultadas pelo anestesta. Como já referido, nos furões é frequente existirem cardiomiopatias subclínicas, situação que foi possível presenciar durante o estágio, pois um furão com indicação para excisão cirúrgica de um tumor perianal tinha uma cardiomiopatia dilatada. Nessa circunstância, para além da monitorização da FC foi ainda necessário monitorizar a pressão sanguínea com o auxílio de uma sonda *doppler* (colocada no carpo ou no tarso) e de um esfigmomanómetro (figura 12). A pressão arterial sistólica que deve ser mantida acima dos 90 mmHg (Lafferty 2016).

Para uma correta monitorização anestésica dos furões deve ser avaliada a temperatura; a respiração: frequência e profundidade; o ECG; a pressão sanguínea; reflexos e nível de relaxamento muscular (Johnson-Delaney 2017). Sempre que possível, deve-se controlar o nível de oxigenação recorrendo a um capnógrafo em detrimento de um oxímetro de pulso, pois o primeiro é um melhor indicativo de perfusão e trocas gasosas, sendo normalmente os oxímetros de pulso de cães e gatos demasiado grandes para serem colocados na língua, face ou orelhas dos furões (Johnson-Delaney 2017).

#### 4.3 Recuperação

No final da cirurgia/procedimento, o isoflurano deve ser retirado e o furão deve continuar com oxigenoterapia até ser possível a desentubação. É também o momento para reverter o efeito dos fármacos cujo efeito se pretende terminar, sendo frequente na prática clínica administrar flumazenilo para antagonizar o efeito do midazolam. Os reflexos e a temperatura devem continuar a ser monitorizados, até que o furão se comece a mover. A manutenção da temperatura é importante para evitar a hipotermia, devendo ser usado um sistema de aquecimento para o ambiente e para o animal. No pós-operatório os furões costumam passar muito tempo a dormir, devendo-se proporcionar um local calmo e confortável que permita que os animais se possam esconder e escavar (Johnson-Delaney 2017).

Após a recuperação anestésica estão descritas situações fatais devidas a uma baixa pressão sanguínea e depressão da função cardiovascular, situações estas que foram associadas a uma ligeira hipotermia intraoperatória, mesmo que imediatamente no pós-operatório a temperatura, FC e pressão sanguínea tenham regressado à normalidade (Johnson-Delaney 2017). Está também descrito em furões uma queda abrupta da pressão sanguínea após cirurgias em que foi manipulado o trato gastrointestinal superior ou com perdas de sangue significativas, possivelmente devido à libertação de histamina, que despoleta o reflexo vagal. Para minorar estes efeitos devem ser administrados fluídos aquecidos (durante a anestesia e no período de recuperação), podendo estar indicada a administração de difenidramina ou atropina EV (Johnson-Delaney 2017). Por este motivo, deve-se monitorizar a recuperação anestésica dos furões durante 12 a 24 horas, mantendo sempre um acesso EV disponível (Johnson-Delaney 2017).

Quanto à alimentação, como foi referido anteriormente os furões são espécies sensíveis à hipoglicémia, logo deve-se fornecer alimento assim que os animais estejam despertos, com consciência do meio que os rodeia e se conseguirem manter de pé (Lafferty 2016). Durante o estágio curricular, se um furão demorasse demasiado a começar a alimentar-se sozinho era fornecida, com o auxílio de uma seringa, uma dieta líquida muito digerível de elevada concentração energética (exemplo: Convalescence Support da Royal Canin®).

## **5. Anestesia de outras espécies (*Atelerix albiventris*, *Sus scrofa domesticus*, *Suricata suricatta*)**

Esta última secção ficou reservada para as espécies que surgem com menos frequência no consultório do médico veterinário de exóticos, mas que mereceram igual atenção.

Durante o estágio curricular realizado foram recebidos *Atelerix albiventris* para consulta em várias ocasiões. Em Espanha, desde 2013 que esta espécie é considerada "invasora", não sendo permitido adquiri-los como animais de estimação. Assim, após o *Real Decreto 630/2013*, os tutores de ouriços tiveram o prazo de um ano para comunicar às autoridades a sua posse. Uma particularidade dos ouriços é a necessidade de, por vezes, terem que ser anestesiados

para que se desenrolem sem *stress*, permitindo assim a realização de um exame físico completo, ou de radiografias (figura 1) com algum detalhe (Ivey & Carpenter 2012).

Durante o estágio curricular os ouriços foram anestesiados com isoflurano, sendo realizado um jejum máximo de 4 horas (Jepson 2016) sempre que se estimasse que um procedimento tivesse uma duração superior a 20 minutos. Como nas outras espécies descritas o suporte térmico e a fluidoterapia são essenciais, estando nos ouriços indicado manter a temperatura ambiente entre os 24-30°C, evitando temperaturas abaixo de 18 °C (Jepson 2016). Quanto aos fluídos aquecidos, estes podem ser administrados por via EV (na veia cefálica, se possível) ou por via IO, se o animal estiver muito debilitado e o acesso venoso for difícil (Jepson 2016). Está descrito na bibliografia que, previamente à administração de isoflurano, é vantajoso oxigenar o animal e administrar atropina. Evita-se assim a hipersalivação que surge em resposta ao isoflurano mas, como as secreções ficam mais viscosas, pode estar contraindicada se o animal for entubado (Ivey & Carpenter 2012). Na figura 13 pode-se ver um exemplo da indução e manutenção anestésica de um ouriço com isoflurano.

Quanto à anestesia fixa, esta pode ser realizada, mas é necessário ter a consciência que o tempo de recuperação irá aumentar (Longley 2008). As combinações descritas incluem quetamina com midazolam ou quetamina com medetomidina, podendo ser associado butorfanol, buprenorfina, tramadol ou meloxicam para analgesia (Ivey & Carpenter 2012). Estes anestésicos e analgésicos injetáveis são tipicamente administrados por via IM no músculo panicular orbicular (o músculo que permite que os ouriços adotem a posição enrolada) ou quadricípite femoral (Longley 2008; Wyatt 2008). Após a anestesia deve ser feita a reversão dos fármacos utilizados, mantendo a oxigenação e a temperatura corporal do animal (Jepson 2016). Assim que possível deve-se fornecer alimento aos ouriços, animais insetívoros que vão preferir alimento vivo, misturas desidratadas de insetos ou comida *light* para gatos.

Uma outra espécie invulgar com a qual tive oportunidade de contactar durante o estágio curricular foi a *Suricata suricatta*, uma fêmea que foi submetida a uma ovariosterectomia por suspeita de tumor ovárico. Os suricatas são animais selvagens, sendo a sua contenção mais difícil, com risco acrescido de mordeduras. A indução anestésica desta suricata foi realizada com isoflurano (máscara) para facilitar a contenção e diminuir o *stress* do animal. Foi depois colocado um cateter EV na veia cefálica e administrado midazolam (1,5 mg/kg) e dexmedetomidina (0,1 mg/kg), tendo sido o butorfanol (0,2 mg/kg) administrado por via IM. Seguiu-se a entubação (com uma técnica semelhante à descrita para os furões) da suricata, tendo sido a manutenção da anestesia realizada com isoflurano, sendo a sua percentagem regulada de acordo com as alterações observadas na FC. A recuperação foi demorada mesmo após administração atipamezol e flumazenilo, tendo sido necessárias 3 a 4 horas para o animal

se levantar e começar a caminhar. Quanto à dieta disponibilizada, um suricata mantido em cativeiro deve consumir 85% de ração de gato de alta qualidade e 15% de frutas e legumes (maçã, cenoura, batata-doce, banana e pera), podendo também ser oferecidos insetos, pequenos mamíferos, lagartos e anfíbios (Kottwitz 2007).

Apesar da maioria das espécies de mamíferos que surgem na consulta de animais exóticos serem de pequeno porte, durante o estágio curricular tive oportunidade de participar num corte de unhas de um porco vietnamita, que requereu anestesia. Os suínos (*Sus scrofa*) pertencem a uma espécie há muito domesticada pelo Homem, mas que nos últimos anos tem ganho destaque como animal de companhia. Estes animais debatem-se e vocalizam bastante, mesmo quando se trata de manipulações simples, não lesivas. Torna-se assim necessário anestésiar estes animais para poder efetuar com segurança procedimentos tão simples como o corte de unhas. Assim, apesar de ser necessário considerar algumas particularidades da espécie, na anestesia de suínos (devido à sua robustez e tamanho) não é necessário ter tanto cuidado com a hipotermia como nos mamíferos exóticos mais pequenos (Longley 2008). Tal como nas outras espécies, antes da anestesia/cirurgia, deve ser realizado um exame físico o mais completo possível, com observação externa do animal e da sua atitude, avaliação da temperatura, auscultação cardiorrespiratória e determinação do peso do animal (Longley 2008). Apesar dos porcos raramente vomitarem, está indicada a realização de um jejum sólido mínimo de 6 a 12 horas prévio à anestesia. Desta forma pretende-se reduzir a probabilidade de vômito e aspiração de conteúdo digestivo, exercendo também o estômago menos pressão sobre o diafragma, não comprometendo a respiração. Se a cirurgia for abdominal (como por exemplo uma ovariectomia), o jejum deve ser superior (12 a 24 horas) para permitir um maior esvaziamento gástrico. A exceção existe para os neonatos e pacientes pediátricos, em que o jejum sólido não deve ser realizado, devido ao risco de hipoglicémia. A água deve ser retirada 4 horas antes da indução anestésica (Longley 2008).

Como os porcos stressam com facilidade e vocalizam, é muito importante uma pré-anestesia bem-sucedida (Longley 2008). O protocolo utilizado para cortar as unhas ao porco vietnamita incluiu uma mistura de midazolam, butorfanol, medetomidina e atropina, nas doses indicadas na tabela 6. A medetomidina e o midazolam foram rapidamente administrados por via IM na tábua do pescoço e o butorfanol e a atropina foram administrados por via SC, na base da orelha. Depois destas administrações, o animal foi deixado numa sala com a luz apagada e sem ruídos. Quando se encontrava em decúbito lateral, menos reativo, foi realizado o corte de unhas (ver figura 14). Após concluído o procedimento, foi deixado na mesma sala, novamente com a luz apagada, sobre toalhas, a recuperar da ação dos fármacos administrados.

Quanto à administração de fármacos por via EV, a cateterização de suínos é tecnicamente exigente, mas pode ser executada com mais facilidade na veia marginal da orelha. Curiosamente, está descrita a administração de atropina diluída em 5 a 10mL de soro fisiológico através do tubo endotraqueal, em situações de emergência. Ficou demonstrado que cerca de 1 minuto após a administração a frequência cardíaca aumentava, pois a atropina era rapidamente absorvida pela circulação pulmonar (Malavasi 2015). Na bibliografia, as classes de fármacos mais utilizadas para a anestesia de porcos (para consumo ou como animais de companhia) são: os agentes dissociativos, tranquilizantes (benzodiazepinas, azaperona, acepromazina, droperidol) e agonistas  $\alpha_2$ -adrenérgicos (Malavasi 2015). O protocolo utilizado está descrito (Carpenter 2018), mas foi administrada dexmedetomidina em vez de medetomidina. Como se trata de dois fármacos do mesmo grupo, com efeitos adversos cardiovasculares semelhantes, espera-se uma ação farmacológica equivalente. No entanto, se se desejar reverter o efeito de qualquer um dos agonistas  $\alpha_2$ , a administração de atipamezol está indicada (Rankin 2015).

## Conclusão

A anestesia em mamíferos exóticos continua a ser um desafio para o médico veterinário que se dedica a estes animais de companhia menos comuns. Na prática clínica o veterinário tem que estar preparado para receber espécies de mamíferos com diferentes particularidades e necessidades. Muitos desses animais serão herbívoros (como os coelhos, porquinhos-da-índia e chinchilas), mas outros serão insectívoros (como os ouriços-pigmeus-africanos) ou até mesmo carnívoros (como os furões). E por isso na natureza, alguns são presas e outros predadores. De que se alimentam, como se comportam e que particularidades anátomo-fisiológicas têm é essencial para que estes animais sejam mantidos nas melhores condições, mas é fundamental para selecionar os melhores fármacos para conseguir uma anestesia segura. Este objetivo é uma tarefa particularmente difícil nestas espécies, tipicamente de pequeno tamanho (“animais de companhia de bolso”), muito suscetíveis aos ruídos ambientais, à hipotermia e hipoglicemia. A bibliografia é assim mais escassa, refletindo uma menor experiência da comunidade médico-veterinária na anestesia destes animais que, tal como qualquer outro, poderão ainda ter uma reação individual aos fármacos, de natureza mais imprevisível. A bibliografia existente coincide na utilização de uma anestesia balanceada, suportada na utilização de protocolos anestésicos com vários grupos de fármacos cujos efeitos se somam ou potenciam, resultando em menores doses individuais, logo menor risco de efeitos adversos ou tóxicos. Também privilegiam os fármacos que possuem um antídoto, que poderá permitir reverter o fármaco original numa situação de emergência, ou permitir uma recuperação mais rápida após a cirurgia/procedimento. Quanto à associação de fármacos, os protocolos divergem na sua constituição e nas doses utilizadas, sendo alguns deles baseados na



utilização de algumas destas espécies como animais de laboratório (coelhos, ratas e ratos, por exemplo). O médico veterinário deve assim ter presente várias opções, que lhe permitam perante cada animal/cirurgia selecionar o protocolo/doses mais indicadas. Neste relatório foram comparados os protocolos, fármacos e doses para cada espécie de mamífero exótico que estão descritas na bibliografia, com os utilizados durante o estágio curricular, realizado na *Clínica Veterinaria Exotics*, em Barcelona. Na maioria dos casos a informação recolhida é coincidente, sendo as diferenças pontuais indicativas da vasta experiência desse grupo de veterinários.

Os objetivos deste relatório foram atingidos, pois permitiram-me desenvolver um tema que desde cedo despertou a minha curiosidade e interesse – a sedação/anestesia de mamíferos exóticos. Pude aperceber-me da sua importância na clínica e cirurgia destas espécies e ainda da necessidade da realização de mais estudos, que permitam no futuro ser mais fácil encontrar a escolha anestésica mais acertada para cada um dos mamíferos exóticos que necessitem de cuidados veterinários.

### Bibliografia

- Baetge CL, Matthews NS (2012) “Anesthesia and Analgesia for Geriatric Veterinary Patients” **Veterinary Clinics: Small Animal Practice** 42, 643-653
- Barceló AM, García MA (2017) **Guía de Terapéutica en Animales Exóticos**, 1ª Ed. Multimédica ediciones veterinarias
- Bennett RA (2012) “Guinea Pig and Chinchillas: Soft Tissue Surgery” **Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3ª Ed. Elsevier 326-338
- Bennett RA (2012) “Small Rodents: Soft Tissue Surgery” **Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3ª Ed. Elsevier 373-390
- Berry SH (2015) “Injectable Anesthetics” **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5ª Ed, Wiley Blackwell, 289-292
- Brodbelt DC, Blissitt KJ, Hammond RA, Neath PJ, Young LE, Pfeiffer DU, Wood JLN (2008) “The Risk of Death: The Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities” **Veterinary Anaesthesia and Analgesia** 35, 365-373
- Brodbelt DC, Flaherty D, Pettifer GR (2015) “Anesthetic Risk and Informed Consent” **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5ª Ed, Wiley Blackwell, 11-22
- Campbell-Ward ML (2012) “Gastrointestinal Physiology and Nutrition” **Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3ª Edição Elsevier 183-191

- Carpenter JW (2018) **Exotic Animal Formulary**, 5<sup>a</sup> Ed. Elsevier 460-555
- Eilers H, Yost S (2015) "General Anesthetics" **Basic & Clinical Pharmacology**, 13<sup>a</sup> Ed, McGraw-Hill Education, 421-439
- Engbers S, Larkin A, Rousset N, Prebble M, Jonnalagadda M, Knight CG, Pang DSJ (2017) "Comparison of a Supraglottic Airway Device (v-gel®) with Blind Orotracheal Intubation in Rabbits" **Frontiers in Veterinary Science** 4:49
- Flecknell P (2009) **Laboratory Animal Anaesthesia**, 3<sup>a</sup> Ed, Elsevier, 28-55
- Fox L, Snyder LBC, Mans C (2016) "Comparison of Dexmedetomidine-Ketamine with Isoflurane for Anesthesia of Chinchillas (*Chinchilla lanigera*)" **Journal of the American Association for Laboratory Animal Science** 55, 312-316
- Garcia ER (2015) "Local Anesthetics" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5<sup>a</sup> Ed, Wiley Blackwell, 332-347
- Giral M, García-Olmo DC, Gómez-Juárez M, Gómez de Segura IA (2014) "Anaesthetic effects in the ferret of alfaxalone alone and in combination with medetomidine or tramadol: a pilot study" **Laboratory Animals** 48, 313-320
- Haskins SC (2015) "Monitoring Anesthetized Patients" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5<sup>a</sup> Ed, Wiley Blackwell, 86-113
- Hawkins MG, Pascoe PJ (2012) "Anesthesia, Analgesia, and Sedation of Small Mammals" **Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3<sup>a</sup> Edição Elsevier 429-451
- Henke J, Baumgartner C, Röltgen I, Eberspächer E, Erhardt W (2004) "Anaesthesia with Midazolam/Medetomidine/Fentanyl in Chinchillas (*Chinchilla lanigera*) Compared to Anaesthesia with Xylazine/Ketamine and Medetomidine/Ketamine" **Journal of Veterinary Medicine** 51, 259-264
- Ivey E, Carpenter JW (2012) "African Hedgehog" **Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3<sup>a</sup> Edição Elsevier 411-427
- Jepson L (2016) "Hedgehogs" **Exotic Animal Medicine: A Quick Reference Guide**, 2<sup>a</sup> Ed, Elsevier 199-200
- Johnson-Delaney CA (2009) "Ferrets: anaesthesia and analgesia" **BSAVA Manual of Rodents and Ferrets**, 1<sup>a</sup> Ed. BSAVA 245-253
- Johnson-Delaney CA (2017) "Analgesia and Anaesthesia" **Ferret Medicine and Surgery**, 1<sup>a</sup> Ed. CRC Press, 377-387

- Keeble E, Meredith A, Richardson J (2016) **Self-Assessment Color Review: Rabbit Medicine and Surgery**, 2<sup>a</sup> Ed. CRC Press, 99/229-230
- Klaphake E, Paul-Murphy J (2012) "Rabbits: Disorders of the Reproductive and Urinary Systems" **Ferrets, Rabbits, and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3<sup>a</sup> Ed. Elsevier 217-221
- Kottwitz J (2007) "Meerkat Pet Care" **Unusual Pet Care Volume II**, Zoologic Education Network 109-112
- Kukanich B, Wiese AJ (2015) "Opioids" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5<sup>a</sup> Ed, Wiley Blackwell, 207-220
- Lafferty K (2016) "Anesthetic Management of Rabbits and Ferrets" **Questions and Answers in Small Animal Anesthesia**, 1<sup>a</sup> Ed, Wiley Blackwell, 343-354
- Lennox AM, Bauck L (2012) "Biology, husbandry, and Clinical Techniques of Small Rodents" **Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3<sup>a</sup> Edição Elsevier 340-345
- Lerche P (2015) "Anticholinergics" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5<sup>a</sup> Ed, Wiley Blackwell, 178-182
- Lichtenberger M, Ko J (2007) "Anesthesia and Analgesia for Small Mammals and Birds" **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice** 10, 293-315
- Longley L. (2008). **Anaesthesia of Exotic Pets**. 1<sup>a</sup> Ed. Saunders, 1-93
- Malavasi LM (2015) "Swine" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5<sup>a</sup> Ed, Wiley Blackwell, 11-22
- Marini RP, Callahan RJ, Jackson LR, Jyawook S, Esteves MI, Fox, JG, Wilkinson RA, Strauss HW (1997) "Distribution of technetium 99m-labeled red blood cells during isoflurane anesthesia in ferrets" **American Journal of Veterinary Research** 58, 781-785
- Marini RP, Jackson LR, Esteves MI, Andrutis KA, Goslant CM, Fox JG (1994) "Effects of isoflurane on hematologic variables in ferrets" **American Journal of Veterinary Research** 55, 1479-83
- McMurphy RM, Davis EG, Rankin AJ, Frese DA, Lutjemeier BJ, Kenney MJ (2018) "Adrenergic Receptor Agonists and Antagonists" **Veterinary Pharmacology and Therapeutics**, 10<sup>a</sup> Ed, Wiley Blackwell, 131-148
- Meredith A, Crossley DA (2002) "Rabbits" **BSAVA Manual of Exotic Pets**, 4<sup>a</sup> Ed. BSAVA 76-92

- Murrell JC (2015) "Adrenergic Agents" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5ª Ed, Wiley Blackwell, 183-192
- Papich MG (2018) "Drugs for Treating Gastrointestinal Diseases" **Veterinary Pharmacology and Therapeutics**, 10ª Ed, Wiley Blackwell, 1245-1271
- Quesenberry KE, Donnelly TM, Mans C (2012) "Biology, husbandry, and Clinical Techniques of Guinea Pigs and Chinchillas" **Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery**, 3ª Edição Elsevier 290-292
- Rankin DC (2015) "Sedatives and Tranquilizers" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5ª Ed, Wiley Blackwell, 196-207
- Richardson C, Flecknell P (2009) "Rodents: anaesthesia and analgesia" **BSAVA Manual of Rodents and Ferrets**, 1ª Ed. BSAVA 63-72
- Schoemaker NJ (2002) "Ferrets" **BSAVA Manual of Exotic Pets**, 4ª Ed. BSAVA 93-100
- Schroeder C (2016) "Loco-Regional Anesthesia" **Questions and Answers in Small Animal Anesthesia**, 1ª Ed, Wiley Blackwell, 173-181
- Strike TB, Bielby J, Feltrier Y, Alibhai HIK, Rendle M, Neilson DM (2017) "Comparison of isoflurane and sevoflurane for short-term anesthesia in meerkats (*Suricata suricatta*) - are the benefits that outweigh costs?" **American Association of Zoo Veterinarians** 48, 371-379
- Thompson KL, Meier TR, Scholz JA (2017) "Endotracheal Intubation of Rabbits Using a Polypropylene Guide Catheter" **Journal of Visualized Experiments** 129, 1-8
- Varga M (2014) "Anesthesia and Analgesia" **Textbook of Rabbit Medicine**, 2ª Ed. Elsevier, 178-202
- Whittam T, Beths T, Bauquier H (2015) "General Pharmacology of Anesthetic and Analgesic Drugs" **Veterinary Anesthesia and Analgesia The Fifth Edition of Lumb and Jones**, 5ª Ed, Wiley Blackwell, 147-177
- Wyatt J (2008) "Anesthesia and Analgesia in Other Mammals" **Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals**, 2ª Ed, Elsevier 457-470

## Anexos

### Anexo I - Tabelas

**Tabela 1:** Valores hematológicos e bioquímicos de algumas espécies de mamíferos exóticos. Fonte: *Exotic Animal Formulary* (Carpenter 2018).

	Ht (%)	PT (GR/DL)	ALBUMINA (GR/DL)	GLICOSE (MG/DL)	CREATININA (MG/DL)	UREIA (MG/DL)	FA (U/L)	ALT (U/L)	BILIRRUBINA (MG/DL)	Ca (MG/DL)	P (MG/DL)	
COELHO	30-50	5.4-7.5	2.5-5	75-150	0.5-2.6	15-50	4-70	14-80	0-0.75	8-14.8	2.3-6.9	
PORQUINHO-DA-ÍNDIA	35-45	4.6-6.2	2.1-3.9	60-125	0.6-2.2	9-32	0-418*	10-25	0.3-0.9	7.8-10.5	5.3	
CHINCHILA	27-54	3.8-5.6	2.3-4.1	109-193	0.4-1.3	17-45	6-72	10-35	0.6-1.3	5.6-12.1	4-8	
RATAZANA	35-45	5.6-7.6	3.8-4.8	50-135	0.2-0.8	15-21	16-96	20-92	0.2-0.6	5.3-13	5.8-8.2	
HAMSTER	45-50	5.2-7	3.5-4.9	37-198	0.4-1	12-26	99-186	22-128	0.1-0.9	5.3-12	3-9.9	
GERBO	35-45	4.3-12.5	1.8-5.5	50-135	0.6-1.4	17-27	70-182*	56-165*	0.2-0.6	3.7-6.2	3.7-7	
FURÕES	FÊMEA	34.6-55	5.1-7.2	3.2-4.1	85-207	0.2-1	10-45	3-62	54-280	0-1	8-10.2	4.2-10.1
	MACHO	33.6-61	5.3-7.4	2.8-4.2	62.5-198		11-42	11-120	54-289	0-0.1	8.3-11.8	4-8.7

\*Valores retirados do livro "Ferrets, Rabbits, and Rodents - Clinical Medicine and Surgery" (3ªEd. 2012)

**Tabela 2:** Dados biológicos e fisiológicos de algumas espécies de mamíferos exóticos. Fonte: *Exotic Animal Formulary* (Carpenter 2018).

	PESO CORPORAL (MACHO/FÊMEA)	VOLUME SANGÜÍNEO (ML/KG)	FR (RPM)	FC (BPM)	TEMPERATURA (°C)	ESPERANÇA MÉDIA DE VIDA (ANOS)	CONSUMO COMIDA	CONSUMO ÁGUA
COELHO	1.5-5kg/1.5-6kg	57 (Bennett 2012)	30-60	130-325	38.5-40	5-6 (até 15)	50g/kg/dia	100mL/kg/dia
PORQUINHO-DA-ÍNDIA	0.9-1.5kg/0.7-1kg	75	40-120	230-380	37.5-39.5	4-6	6gr/dia*	10mL/dia*
CHINCHILA	450-600gr/550-800gr	-	40-80	200-240	34.9-37.9	10-20	3-6gr/dia*	-
RATAZANA	350-500gr/250-350gr	64	70-120	250-450	37.5-39.5	1.5-3	5-6gr/dia*	10-12mL/dia*
HAMSTER	20-28gr/18-23gr	78	90-120	200-560	37-39	1.5-2	8-12gr/dia*	8-10mL/dia*
GERBO	65-130gr/70-100gr	67	70-130	260-450	37-39	3-4	5-8gr/dia*	4-7mL/dia*
FURÃO	1-2kg/0.65-0.95kg	60-80	33-36	200-400	37.8-40	5-9	43gr/kg/dia	75-100mL/kg/dia

\* Por 100gr de peso corporal.

**Tabela 3:** Fármacos e doses utilizadas em coelhos na prática clínica e respetiva comparação com as doses descrita na bibliografia (Carpenter 2018).

COELHOS		
	Dose utilizada (mg/kg)	Exotic Animal Formulary (mg/kg) (Carpenter 2018)
<b>Dexmedetomidina (IM)</b>	0,07	0,035-0,05 (para associação com quetamina)
<b>Quetamina (IM)</b>	7	7-10 (para pré-anestesia com associação)
<b>Butorfanol (SC)</b>	0.5	0,1-0,5 (para analgesia)
<b>Midazolam (IM)</b>	2	0,5-2 (para pré-anestesia ou tranquilização)
<b>Metoclopramida (SC)</b>	0.2	0.2-0.5
<b>Ranitidina (SC)</b>	2	2-5 (Longley 2008)

**Tabela 4:** Fármacos e doses utilizadas em roedores na prática clínica e respetiva comparação com as doses descrita na bibliografia (Carpenter 2018).

	ROEDORES	PORQUINHOS-DA-ÍNDIA	
	Dose utilizada (mg/kg)	Dose utilizada (mg/kg)	Exotic Animal Formulary (mg/kg) (Carpenter 2018)
<b>Dexmedetomidina (IM)</b>	0,05	-	0,025* (sedação para a maioria das espécies) 0,05* (anestesia de curta duração em porquinhos-da-índia) 0,015* (anestesia cirúrgica em chinchilas) 0,5* (ratos e ratazanas)
<b>Midazolam (IM)</b>	0,25	0,2	1-2 (todas as espécies) 0,4-2 (porquinhos-da-índia e chinchilas) 0,2-0,8 (associação com butorfanol)
<b>Butorfanol (SC)</b>	0,2	0,1	0,2-2
<b>Atropina (SC)</b>	-	0,1	0,1-0,2
<b>Metoclopramida (SC)</b>	-	0.2	0.5-1
<b>Ranitidina (SC)</b>	-	2	5 ( <i>per os</i> ) 4 (Barceló & García 2017)

\* Doses descritas em associação com quetamina.

**Tabela 5:** Fármacos e doses utilizadas em furões na prática clínica e respetiva comparação com as doses descrita na bibliografia (Carpenter 2018).

FURÕES		
	Dose utilizada (mg/kg)	Exotic Animal Formulary (mg/kg) (Carpenter 2018)
<b>Midazolam (IM)</b>	1	0,2 (para associação com butorfanol) 0,25-0,5 (sedação ligeira/pré-medicação)
<b>Butorfanol (SC)</b>	0,2	0,2 (para associação com midazolam)
<b>Alfaxalona (EV)</b>	2	5 (indução anestésica) 5-15 (sedação IM)

**Tabela 6:** Fármacos e doses utilizadas em suínos na prática clínica e respetiva comparação com as doses descrita na bibliografia (Carpenter 2018).

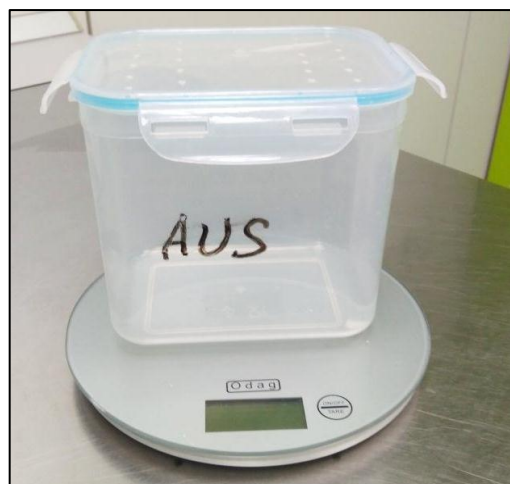
SUÍNOS		
	Dose utilizada (mg/kg)	Exotic Animal Formulary (mg/kg) (Carpenter 2018)
<b>Medetomidina (IM)</b>	0,08	(é apenas referida a dexmedetomidina associada com midazolam e butorfanol nas doses 0,01 - 0,04)
<b>Butorfanol (SC)</b>	0,2	0,2 - 0,4 (associação com dexmedetomidina e midazolam)
<b>Midazolam (IM)</b>	0,15	0,1 - 0,3 (associação com midazolam e dexmedetomidina)
<b>Atropina (SC)</b>	0,05	0,02 - 0,05

## Anexo II - Figuras



**Figura 1:** Radiografia a um *Atelerix albiventris* após anestesia com isoflurano. Fotografia original.





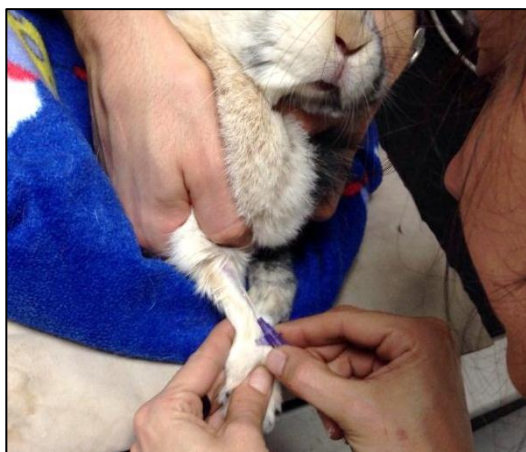
**Figura 2:** Exemplos de balanças digitais para pesar animais de pequenas dimensões. Fotografias originais.



**Figura 3:** Sistema de fluidoterapia, com uma seringa infusora. Fotografia original.

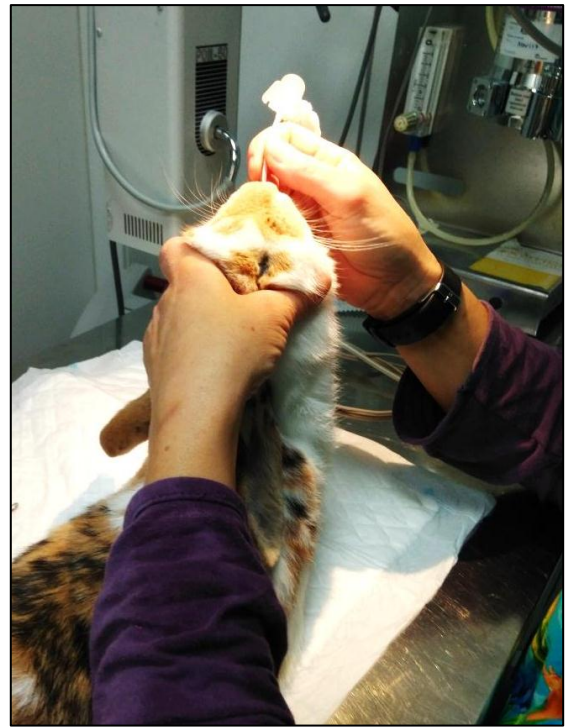


**Figura 4:** Máscaras inalatórias para fornecer anestésicos inalatórios e oxigénio. Transparentes e de várias dimensões para se adaptarem a diferentes espécies. A banda elástica Vetrap® (3M) é usada para evitar as fugas de gás inalatório. Fotografia original.

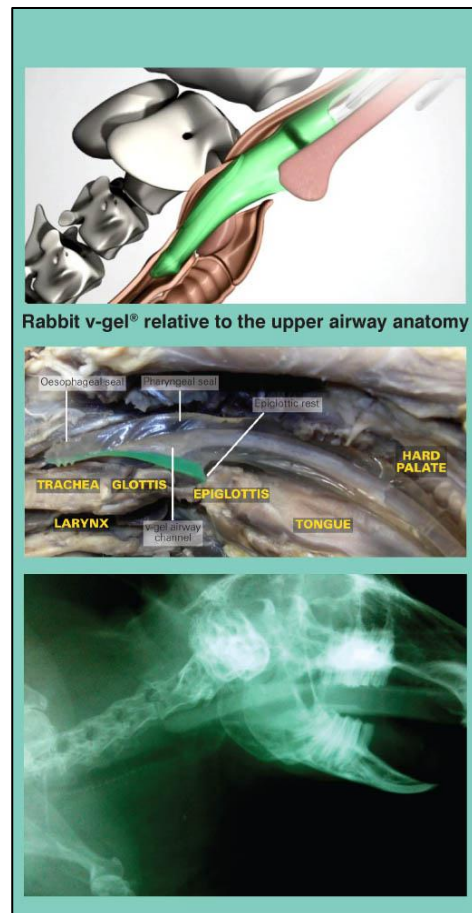


**Figura 5:** Colocação de cateter EV em coelhos. Esquerda: veia cefálica. Direita: Veia marginal auricular. Fotografias originais.





**Figura 6:** Entubação em coelhos. Esquerda: Técnica de entubação com visualização indireta. Direita: Técnica de entubação cega. Fotografias originais.



**Figura 7:** Esquerda: Máscaras laringeas v-gel®, verde para coelhos e púrpura para gatos. Direita em cima: Esquema anatômico de coelho com a máscara laringea aplicada. Direita no meio: Localização anatômica da máscara laringea após aplicação. Direita em baixo: Radiografia de coelho com máscara laringea aplicada. (Fonte: <http://www.millpledge.com>)



**Figura 8:** Manutenção anestésica em *Cavia Porcellus*. Fotografias originais.



**Figura 9:** Indução anestésica com isoflurano em roedores. Em cima: *Cavia Porcellus*. Em baixo à esquerda: *Phodopus roborovskii*. Em baixo à direita: *Chinchilla lanigera*. Fotografias originais.

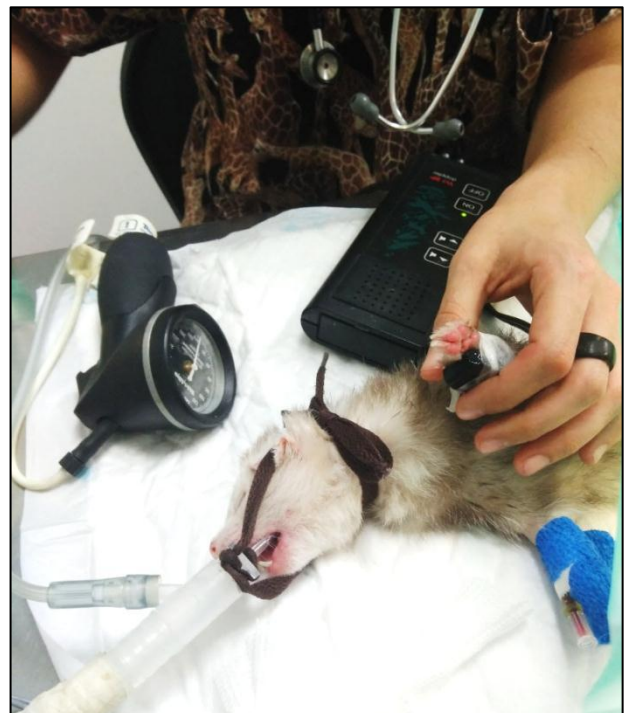




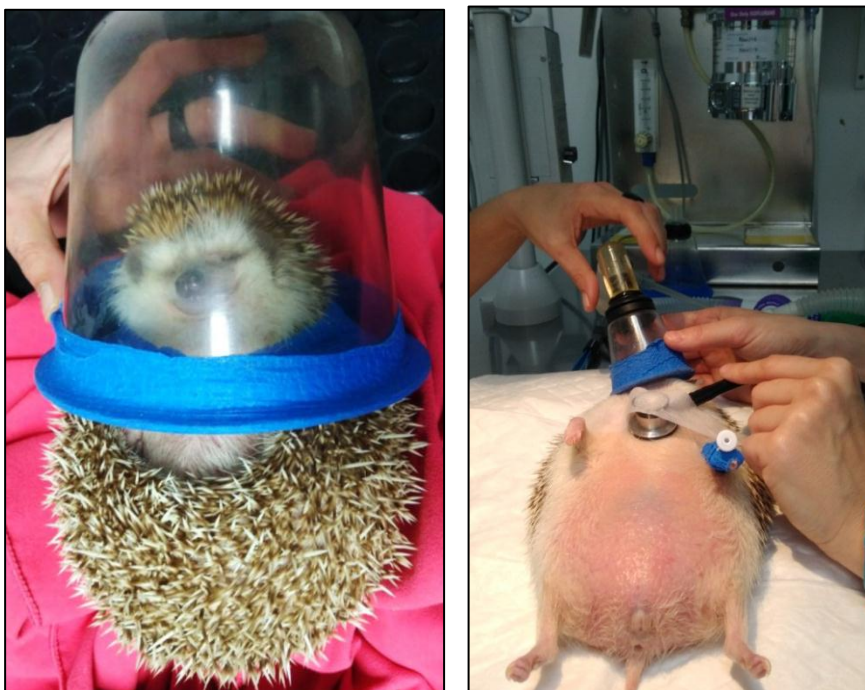
**Figura 10:** Controle da FC com auxílio de um *Doppler*. Direita: *Doppler* utilizado na monitorização de animais de pequena dimensão. Esquerda: colocação da sonda do *doppler* sobre o tórax de um *Meriones unguiculatus*. Fotografias originais.



**Figura 11:** Entubação de um furão. Fotografia original.



**Figura 12:** Monitorização da pressão arterial sistólica num furão anestesiado. Medição realizada com auxílio de esfigmomanómetro com *doppler*. Fotografia original.



**Figura 13:** Indução (esquerda) e manutenção (direita) anestésica de um *Atelerix albiventris*. Fotografias originais.



**Figura 14:** Corte de unhas em suíno sedado. Fotografias originais.